

BRAGANTIA

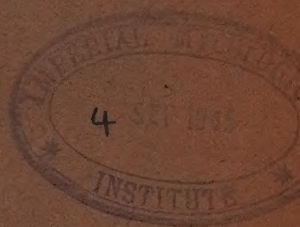
Boletim Técnico da Divisão de Experimentação e Pesquisas
INSTITUTO AGRÔNOMICO

Vol. 4

Câmpinas, Dezembro de 1944

N.º 12

S u m á r i o



Observações Citológicas em Coffea

VIII — Poliembrião

Antônio J. T. Mendes

Moléstias de Virus do fumo no Estado de S. Paulo

A. S. Costa

Alguns Fungos do Brasil III

Ustilaginales

A. P. Viégas

Microfotografias com a Câmara "Contax"

Antônio J. T. Mendes

Secretaria da Agricultura, Indústria e Comércio do Est. de S. Paulo
Departamento da Produção Vegetal

CAIXA POSTAL, 28 — CAMPINAS

Estado de São Paulo — Brasil

DEPARTAMENTO DA PRODUÇÃO VEGETAL

SUPERINTENDENTE: — Teodureto de Camargo

DIVISÃO DE EXPERIMENTAÇÃO E PESQUISAS

Instituto Agrônômico

DIRETOR: — F. Febeliano da Costa Filho

SUBDIVISÕES

SUBDIVISÃO DE GENÉTICA: — C. A. Krug.

Secção de Genética: — C. A. Krug, Constantino Fraga Júnior, Luiz Aristeu Nucci, Osvaldo da Silveira Neves, Álvaro Santos Costa, Luiz O. T. Mendes, Mário Vieira de Moraes, Luiz Paolieri, Reinaldo Forster, Emilio B. Germek, Célio Novais Antunes.

Secção de Citologia: — A. J. Teixeira Mendes, Osvaldo Bacchi, Cândida Helena Teixeira Mendes.

Secção de Introdução de Plantas Cultivadas: — Alcides Carvalho.

SUBDIVISÃO DE HORTICULTURA: — Sílvio Moreira.

Secção de Citricultura e Frutas Tropicais: — Sílvio Moreira, Otávio Galli, Otávio Bacchi, João Ferreira da Cunha, Carlos Roessing.

Secção de Olericultura e Floricultura: — Felisberto C. Camargo (chefe efetivo), Olímpio Toledo Prado (chefe substituto), H. P. Krug, Leocádio Sousa Camargo,

Secção de Viticultura e Frutas de Clima Temperado: — J. Santos Neto Orlando Rigitano.

SUBDIVISÃO DE PLANTAS TEXTÉIS: — Ismar Ramos.

Secção de Algodão: — Ismar Ramos, Rui Miller Paiva, Valter Schimidt, Mário Decourt Homem de Melo, Valter Lazzarini, Edmur Seixas Martinelli.

Secção de Plantas Fibrosas: — J. M. de Aguirre Júnior, Clovis de Moraes Piza.

SUBDIVISÃO DE ENGENHARIA RURAL: — André Tosello.

Secção de Mecânica Agrícola: — André Tosello, Armando Foá, Fábio de Paula Machado, Lauro Ruppe.

Secção de Irrigação, Drenagem e Defesa Contra a Inundação: — Luiz Cerne, Nelson Fernandes, Rino Tosello, João B. Sigaud, Hernani Godói.

Secção de Conservação do Solo: — J. Quintiliano A. Marques.

SUBDIVISÃO DE ESTAÇÕES EXPERIMENTAIS: — Paulo Cuba.

BRAGANTIA

Assinatura Anual, Cr. \$ 50,00 — Número avulso, do mês, Cr. \$ 6,00.

Para agrônomos 50% de abatimento.

Toda correspondência deve ser dirigida à Redação de BRAGANTIA - Caixa Postal, 28
CAMPINAS - Est. de São Paulo - BRASIL.

BRAGANTIA

Boletim Técnico da Divisão de Experimentação e Pesquisas
INSTITUTO AGRÔNOMICO

Vol. 4

Campinas, Dezembro de 1944

N.º 12

OBSERVAÇÕES CITOLÓGICAS EM COFFEA

VIII — POLIEMBRIONIA

Antônio J. T. Mendes

I — Introdução

II — No gênero *Coffea*

1. Tipos de poliembrionia.
2. Frequência da poliembrionia verdadeira.
3. Ocorrência de sementes sem embrião.
4. Número de cromossômios nas plantas gêmeas e trigêmeas.
5. Investigações sobre as causas da poliembrionia verdadeira.
 - a) Sacos embrionários duplos.
 - b) Frequência e origem dos sacos embrionários duplos.
 - c) Consequência do fenômeno.

III — Discussão e conclusões

Sumário

Summary

Literatura citada

Descrição das figuras

I — INTRODUÇÃO

A ocorrência de sementes com mais de um embrião tem sido constatada num grande número de plantas tanto entre ginóspervas como angiospervas, tendo sido publicada há poucos anos (Webber, 29) uma revisão dos trabalhos sobre esse assunto. Apesar de constatado em muitas espécies pertencentes às mais variadas famílias, o fenômeno não é, em geral, frequente.

Citemos, por exemplo, o arroz, no qual vários autores já fizeram observações sobre a poliembrionia. Rodrigo (23) observara uma semente di-embriônica em uma de suas sementeiras em que não havia anotado o total de sementes; tendo-se interessado pela questão, fez diversas

outras sementeiras, verificando então o aparecimento de mais um único par de plantas gêmeas, num total de 214.000 sementes. Namikawa e Kawakami (21), por outro lado, observaram 29 pares de gêmeas em arroz, tendo verificado que elas ocorriam bem mais frequentemente, isto é, numa percentagem de 0,05%. Também no trigo e no centeio a frequência da poliembrião foi anotada (Kostoff, 12), tendo sido constatado o aparecimento de 4 pares de gêmeas entre 18.275 "seedlings" de trigo (0,02%) e de 5 pares de gêmeas e uma trigêmea entre 20.393 "seedlings" de centeio (0,03%); entre 39.606 "seedlings" de tipos derivados de um cruzamento entre *Secale cereale* e *S. Montanum*, o mesmo autor encontrou 32 pares de gêmeas (0,08%).

Há gêneros de plantas em que a poliembrião é um fenômeno frequente: *Mangifera*, *Myrciaria*, *Eugenia* e *Citrus*. Juliano e Cuevas (8) verificaram que em *Mangifera* quase toda semente é poliembriônica, sendo que até aproximadamente 30 embriões foram encontrados numa única semente. Traub (28) observou que a poliembrião é uma ocorrência normal em *Myrciaria*. Johnson (7) encontrou em *Eugenia Hockery* sementes com desde 2 até 21 embriões, sendo frequentes os casos de 6, 10 e 15 embriões. Bacchi (1) e outros têm constatado intensa poliembrião em *Citrus*; neste gênero ela é um dos fenômenos mais interessantes; estudos detalhados (1) foram feitos sobre as suas causas citológicas.

O estudo citológico das plantas originárias das sementes diembriônicas tem revelado (Webber, 29) que, em geral, ambas têm o mesmo número de cromossomos que a planta das quais se originaram. Todavia, têm sido constatadas também as seguintes combinações: a) haplóide-haplóide; b) haplóide-diplóide; c) haplóide-triplóide; d) diplóide-diplóide; e) diplóide-triplóide; f) diplóide-tetraplóide; g) triplóide-triplóide e h) casos em que o número de cromossomos de uma ou ambas as plantas é aneuplóide. Sementes com 3 embriões também têm sido encontradas; os "triplets" estudados em *Triticum* (Yamamoto, 30) e *Poa* (Muentzing, 20) eram de constituição, respectivamente, triplóide-triplóide-diplóide e diplóide-diplóide-triplóide.

Outro fenômeno que tem sido constatado, embora com bastante raridade, é o da ocorrência de sementes desprovidas de embrião; encontra-se referência ao mesmo nos seguintes gêneros: *Brassica* (Howard, 6), *Hordeum* (Harlan e Pope, 5), *Oryza* — 0,01 a 0,02% (Kondo e Isshiki, 11), *Triticum* — 0,1% (Lyon, 15 e Stevens, 26), *Ricinus* — 0,18% (Pristupa, 22) e *Zea* (Demerec, 3). Recentemente, Flemion (4)

verificou que certa notória deficiência de germinação das sementes de *Anethum graveolens* L. se deve à falta de embrião, tendo encontrado em alguns casos até 60% de sementes desprovidas de embrião.

Além destes dois fenômenos, conhece-se um terceiro pelo nome de "poliembriõnia falsa", que se refere à ocorrência de sementes aparentemente providas de mais de um embrião, mas que, na realidade, possuem apenas um embrião bifurcado ou ainda dois ou mais embriões localizados em endospermas separados (duas ou mais sementes juxtapostas dando a impressão de constituírem apenas uma). Kiessebach (9) estudou a "poliembriõnia falsa" como ocasionalmente se constata no milho: sementes cujo embrião tem múltiplas plúmulas e raízes primárias e apenas um cotilédone, dando origem a dois ou mais caules.

Sobre a origem dos embriões extraordinários, Webber (29) reúne os resultados colhidos por um grande número de autores; verifica-se que eles tanto podem originar-se de um único saco embrionário, como de **sacos embrionários extras**; a formação destes tem sido atribuída (Webber, 29) a: 1) desenvolvimento de macrosporocitos extras; 2) desenvolvimento de macrosporos irmãos; 3) aposporia (desenvolvimento de um gametófito a partir de célula outra que não o macrosporo).

Morinaga e Fukushima (19) encontraram, entre outros casos anormais de sacos embrionários de *Oryza*, um caso em que o saco embrionário era composto de dois sacos secundários, cada um contendo um grande número de células ou núcleos nus. Sharma (24) encontrou sacos embrionários duplos em *Tamarix ericoides*; eles se juxtapunham de tal forma a sugerir que se derivavam de duas células arquesporais situadas lado a lado. Tinney (27) encontrou, com certa frequência, em *Poa pratensis* dois sacos embrionários em desenvolvimento em óvulos jovens; se bem que não tivesse observado a célula inicial do saco extraordinário, achou muito provável que ambos se desenvolvessem independentemente a partir de duas células nucelares diferenciadas; não encontrou evidências para a formação de embriões por "brotamento esporófitico" do nucelo. Em *Lilium*, Kirch (10) encontrou sacos embrionários gêmeos, resultantes da divisão da célula-mãe do megasporo; encontrou também um saco embrionário triplo. Bacchi (1) encontrou, em *Citrus*, casos de formação de dois sacos embrionários juxtapostos que, segundo investigações ainda não publicadas do mesmo autor, provêm provavelmente de dois macrosporocitos.

• II — NO GÊNERO *COFFEA*

Os fenômenos da **falsa** e da **verdadeira poliembrionia** (Figs. 1-10) assim como a formação de **sementes sem embrião** ocorrem em **Café**.

1) **Tipos de poliembrionia**

A "poliembrionia falsa", que em Café se origina pelo desenvolvimento de dois óvulos numa mesma loja do ovário, ocorre neste gênero com regular frequência — até 27,5% (Krug e Mendes, 13).

A "poliembrionia verdadeira" tem sido constatada mais raramente; uma única semente possuindo dois embriões na mesma massa de endosperma foi encontrada pelos autores citados (Krug e Mendes, 13); anteriormente, também um único caso havia sido mencionado (Lambers, 14), sendo que, porém, o próprio autor tinha dúvida sobre a exatidão da observação. Mayne (16) fazendo dissecação de sementes imaturas de café encontrou também um caso de poliembrionia verdadeira.

2) **Frequência da poliembrionia verdadeira.**

Observamos um total de 180 sementes poliembrionicas de café, sendo de notar que 175 tinham 2 embriões e 5 tinham 3. O fato de termos encontrado um número tão grande de sementes poliembrionicas não quer dizer que o fenômeno seja frequente. As primeiras 141 sementes poliembrionicas (137 de *Coffea arabica*, 4 de *C. canephora* e 1 de *C. excelsa*) foram obtidas em diferentes ocasiões de várias sementeiras cujo total de sementes não havia sido anotado; depois, para que pudéssemos ter uma idéia precisa sobre a frequência do fenômeno, um certo número de sementes de origens diversas foi semeado, determinando-se nêla a percentagem de poliembrionicas.

As sementes foram semeadas em caixas de Petri, tendo ao fundo um papel-chupão umedecido; à medida que germinavam, eram eliminadas as normais, ao passo que as poliembrionicas eram transplantadas para vasos ou canteiros. O quadro I mostra o resultado obtido nestas sementeiras.

Como se vê no mesmo, num total de 11.379 sementes, encontramos 108 poliembrionicas, representando em geral menos de 1% (justamente onde a percentagem foi maior, o número de sementes examinadas foi pequeno). Numa sementeira comum, em canteiro, o aparecimento de

plantas provenientes de sementes poliembriônicas, no entanto, deve ser bem menos frequente, pois nem tôdas as sementes poliembriônicas germinam normalmente.

QUADRO I

| ESPÉCIES E VARIEDADES | TOTAL | ABSOLUTO | | | PERCENTAGEM | | |
|---------------------------------|--------|---------------------|----------------|--------------------------|---------------------|----------------|--------------------------|
| | | Com 1 embrião | Sem embrião | Com 2 e 3 embriões | Com 1 embrião | Sem embrião | Com 2 e 3 embriões |
| I. COFFEA ARABICA | | | | | | | |
| a) var. bourbon | | | | | | | |
| Híbridos 358x355 | 1.125 | 1.108 | 9 | 8 | 98.5 | 0.8 | 0.7 |
| " 358x359 | 509 | 501 | 4 | 4 | 98.4 | 0.8 | 0.8 |
| " 358x360 | 790 | 777 | 8 | 5 | 98.4 | 1.0 | 0.6 |
| " 359x355 | 422 | 413 | 7 | 2 | 97.8 | 1.7 | 0.5 |
| Planta.. 368 | 453 | 447 | 6 | 0 | 98.7 | 1.3 | 0.0 |
| " 369 | 1.813 | 1.771 | 32 | 10 | 97.6 | 1.8 | 0.6 |
| " 371 | 1.027 | 1.011 | 7 | 9 | 98.4 | 0.7 | 0.9 |
| " 2 — 6 | 1.000 | 975 | 10 | 15 | 97.5 | 1.0 | 1.5 |
| " 2 — 6 | 688 | 678 | 4 | 6 | 98.5 | 0.6 | 0.9 |
| " 2 — 6 | 40 | 39 | 0 | 1 | 97.5 | 0.0 | 2.5 |
| " 2 — 6 | 478 | 473 | 4 | 1 | 97.1 | 0.8 | 2.1 |
| " (1x8)-13 | 900 | 855 | 18 | 27 | 95.0 | 2.0 | 3.0 |
| " (1x8)-13 | 208 | 199 | 7 | 2 | 95.6 | 3.4 | 1.0 |
| Total: | 9.453 | 8.528 | 116 | 79 | 98.0 | 1.2 | 0.8 |
| b) var. typica | 56 | 54 | — | 2 | 96.4 | — | 3.6 |
| c) mistura de sementes | 674 | 665 | — | 9 | 98.1 | — | 1.3 |
| II. COFFEA CANEPHORA | | | | | | | |
| a) 1.ª amostra | 280 | 279 | — | 1 | 99.6 | — | 0.4 |
| b) 2.ª amostra | 200 | 200 | — | 0 | 100.0 | — | 0.0 |
| c) 3.ª amostra | 200 | 198 | — | 2 | 99.0 | — | 1.0 |
| III. COFFEA EXCELSA | | | | | | | |
| a) 1.ª amostra | 280 | 279 | — | 1 | 99.6 | — | 0.4 |
| b) 2.ª amostra | 200 | 199 | — | 1 | 99.5 | — | 0.5 |
| IV. COFFEA LIBERICA | | | | | | | |
| a) única amostra | 23 | 22 | — | 1 | 95.7 | — | 4.3 |
| V. C. ARABICA x C. CANEPHORA | | | | | | | |
| a) única amostra | 13 | 12 | — | 1 | 92.3 | — | 7.7 |
| TOTAL GERAL: | 11.379 | 11.155 | 116 | 108 | | | |

Em geral, os dois embriões de uma semente di-embriônica germinam ao mesmo tempo; desde início, porém, o desenvolvimento das novas plantas também pode ser bem desigual; às vèzes emergem do endosperma duas radículas da mesma espessura, as quais se desenvolvem igualmente; outras vèzes notam-se, na grossura e no desenvolvimento, diferenças que podem ser muito acentuadas a ponto de uma das plantinhas permanecer minúscula por muito tempo, perecendo finalmente. É comum a germinação normal de um embrião, enquanto que o outro,

menor e frequentemente mal formado, não chega a germinar e é empurrado para fora da semente pelo desenvolvimento do maior.

Como dissemos atrás, apenas cinco foram os casos observados de sementes tri-embriônicas; em todos êles notavam-se diferenças no desenvolvimento inicial das 3 plantinhas; em geral, uma delas desenvolvia-se bem e as outras duas mais lentamente.

Num único caso foi observado o aparecimento de uma radícula em cada extremidade da semente; na quase totalidade dos casos, elas surgiam no mesmo ponto, sendo apenas raramente afastadas alguns milímetros uma da outra.

Se a plantinha menos desenvolvida emite algumas raízes e consegue firmar-se num meio de cultura conveniente, ela finalmente toma impulso e chega a igualar-se à sua gêmea; se não emite logo uma boa raiz, ou se seus cotilédones são muito pequenos, ela morre dentro de pouco tempo.

Não se nota diferença morfológica apreciável entre as plantas que chegam ao estado adulto. Um único par de plantas apresenta-se hoje bastante interessante: uma tem folhas largas e outra tem folhas estreitas.

3) Ocorrência de sementes sem embrião.

Quando fizemos as sementeiras em caixas de Petri para a separação das sementes poliembriônicas, eliminamos, como dissemos, tôdas as que germinavam normalmente e, ao mesmo tempo, transplantamos as poliembriônicas; entretanto, restou nas caixas de Petri um certo número de sementes que não germinaram; fazendo uma cuidadosa dissecação das mesmas, verificamos que muitas eram dotadas de embrião aparentemente normal; porém, entre as de *C. arabica* var. *bourbon*, a maior parte era desprovida de embrião. Como se verifica pelo quadro I, entre 9.453 sementes desta variedade, 116 eram assim anormais, o que corresponde a 1,2%, enquanto a frequência das sementes poliembriônicas na mesma variedade foi de 0,8% em média.

Nenhuma referência foi encontrada na literatura sobre êste assunto em *Coffea*.

4) Número de cromossômios nas plantas gêmeas e tri-gêmeas.

Apesar de termos observado algumas sementes poliembriônicas em *C. canephora* e em *C. excelsa*, só levamos a efeito contagens de cromos-

sômios em plantas providas de sementes poliembriônicas de *Coffea arabica*.

Quase tôdas as variedades desta espécie têm 44 cromossômios somáticos; as sementes poliembriônicas por nós estudadas eram, na maior parte, colhidas em plantas das variedades "bourbon" e "typica", e, em menor escala, de algumas outras, tôdas com $2n=44$.

Colhemos raízes de um grande número de plantas gêmeas e trigêmeas; algum material não se prestou para contagem de cromossômios e muitas plantas morreram sem que se pudesse colher raízes das mesmas. Realizamos a determinação do número somático de cromossômios em 72 plantas (veja-se o quadro II), incluindo-se neste total 1 terno e 24 pares, ou sejam 3 trigêmeas e 48 gêmeas; as outras 21 plantas eram também de 21 sementes diembriônicas, mas a contagem foi realizada apenas numa das plantas de cada par.

QUADRO II

CONTAGEM DE CROMOSSÔMIOS EM PLANTAS PROVINDAS DE SEMENTES POLIEMBRIÔNICAS

| PLANTAS PROVENIENTES DE | TRIGÊMEAS | GÊMEAS | | TOTAL |
|--------------------------|-----------------------|---------------------|-----------------------|-------|
| | Tôdas 3 examinadas | Ambas examinadas | 1 apenas examinada | |
| embriões iguais | — | 16x2 | 1 | 33 |
| embriões desiguais | 1x3 | 8x2 | 20 | 39 |

Em tôdas as 72 plantas foi determinado o número somático $2n=44$.

5) Investigações sôbre as causas da poliembrionia verdadeira.

a) SACOS EMBRIONÁRIOS DUPLOS.

No decorrer de um estudo sôbre o desenvolvimento do saco embrionário, do embrião e do endosperma em *C. arabica* L. (Mendes, 17), alguns casos interessantes de sacos embrionários duplos foram encontrados. Na literatura não há referência a êste fenômeno em *Coffea*.

Deixamos para o presente trabalho a descrição dos casos mais interessantes encontrados, apontando-os como os prováveis responsáveis pelo aparecimento da poliembrionia em Café.

Várias lâminas examinadas mostraram diferentes fases do desenvolvimento de sacos embrionários duplos ; as figuras examinadas podem ser resumidas nos casos seguintes :

Caso I : Um gametófito completo juntamente com um outro no estado tetra-nucleado (fig. 11). Duas vezes deparamos com uma figura como esta, em ovários colhidos dois dias após a abertura das flores ; não se vê aí qualquer vestígio de fertilização, mas é notável a diferença de estado dos dois gametófitos : um pronto para ser fertilizado e outro ainda no estado tetra-nucleado.

Caso II : Um gametófito completo juntamente com um outro incompleto (fig. 12). Este caso difere bem do anterior ; naquele, um dos gametófitos ainda não estaria completamente constituído ; neste, ambos já devem ter passado por tôdas as divisões.

No caso presente, em um dos gametófitos faltam 3 antípodas ; no outro há todos os núcleos ou células e ainda uma antípoda extra. Em ambos notam-se oosfera e núcleos polares aparentemente normais.

Caso III : Dois gametófitos completos (fig. 13). Em três ovários observamos uma figura como esta.

Caso IV : Um gametófito fertilizado ao lado de um outro intacto (fig. 14). Não se nota separação entre as antípodas de ambos e em vez de seis, contam-se sete antípodas. O ovário em que observamos esta figura foi colhido 8 dias após a abertura da flor.

Outros casos : Devido à longa série de cortes em que se dispunham as figuras, não pôde ser bem interpretado um número apreciável de outros casos anormais com que deparamos ; o fato é que em diversas ocasiões pudemos individualizar, entre outros núcleos situados numa mesma cavidade, oosferas, núcleos polares e antípodas extraordinárias em número ; em alguns casos pudemos verificar vestígios de tubo polínico em ambos os sacos de uma mesma cavidade.

b) FREQUÊNCIA E ORIGEM DOS SACOS EMBRIONÁRIOS DUPLOS.

Um muito grande número de lâminas teve de ser examinado para o estudo do desenvolvimento normal do saco embrionário, do embrião e do endosperma de Café ; à medida que deparávamos com os casos anormais, nós os deixávamos à parte para um estudo posterior que é o que vimos realizando agora ; depois de encontrados já vários casos sem anotação sobre o número de óvulos examinados, resolvemos fazer

uma contagem que desse uma idéia da frequência dêste fenômeno: de 128 óvulos colhidos na data da abertura das flores de *C. arabica* var. *bourbon* e *C. arabica* var. *typica*, encontramos 122 contendo, cada um, um único saco embrionário normal, 3 contendo sacos embrionários duplos (2,27%), 2 com sacos embrionários que apresentavam número anormal de células e 1 óvulo sem qualquer sinal de formação ou desintegração de saco embrionário.

Com relação aos sacos embrionários duplos, nota-se que ambos os gametófitos se juxtapõem intimamente, dentro de uma mesma cavidade.

De acordo com o que já foi sugerido por outros autores (Webber, 29), dois macrosporocitos ou dois macrosporos irmãos poderiam determinar a formação de dois gametófitos assim unidos; não há dúvida de que qualquer destas hipóteses poderia ser real no caso de Café, principalmente para os casos apresentados nas figuras 13 e 14. Porém a diferença de estado em que se encontram os gametófitos na figura 11 e o estado incompleto de um dos apresentados na figura 12, sugerem que um deles pode resultar de divisão de uma das células do outro; em conexão com esta idéia devemos lembrar que sacos embrionários com número anormal de antípodas foram anteriormente constatados por nós (Mendes, 17); uma célula extraordinária verificada num saco embrionário poderia dar origem a um outro gametófito.

c) CONSEQUÊNCIA DO FENÔMENO

É fácil imaginar qual a consequência da formação de sacos embrionários duplos; se ambos os gametófitos são dotados de uma oosfera normal, cada uma delas naturalmente poderá dar origem a um embrião. Sementes com dois embriões podem, portanto, formar-se em tais casos. Se ambas as oosferas estiverem bem localizadas, como nos casos apresentados nas figuras 13 e 14, dois tubos polínicos que penetrem pela micrópila podem perfeitamente fornecer os gametas para fertilizá-las; dois embriões normais, diplóides, resultarão dêsse processo. Uma das oosferas, entretanto, poderá permanecer intacta e para isso talvez influa uma localização como aquela apresentada na figura 12, em que a oosfera de um dos sacos embrionários está longe da micrópila, mergulhada num outro citoplasma. A fertilização de uma das oosferas, determinando a formação de um embrião diplóide, talvez exerça ainda um estímulo para o desenvolvimento partenogenético de um segundo embrião, que poderá ser haplóide ou diplóide, a partir da segunda oosfera. Sacos embrionários como aquele representado na figura 12 também podem

ser a causa do aparecimento de duas radículas em pontos opostos ou afastados. No saco embrionário apresentado na figura 14, um dos gametófitos foi fertilizado, ao passo que o outro permanece intacto ; como o óvulo que apresentou essa figura foi colhido 8 dias após a polinização, parece evidente que a segunda oosfera não mais seria fertilizada ; num tal caso, torna-se possível o desenvolvimento de um embrião sexual e outro assexual. Na figura 11 é notável a diferença de desenvolvimento dos dois sacos embrionários ; duas vezes deparamos com uma situação como esta, em que um dos sacos embrionários está pronto para ser fertilizado por ocasião da abertura da flor e o outro está bastante atrasado ; em tais casos, é possível que apenas uma oosfera seja fertilizada ; a outra, formada após a deiscência das anteras, desenvolver-se-ia partenogeneticamente.

Baseando-nos no número de sacos embrionários duplos encontrados, poderíamos esperar cerca de 2,27% de sementes poliembriônicas, considerando que todos êles dessem desenvolvimento a dois embriões ; como não é de se supor que isto aconteça, a frequência da poliembria deve ser menor. Os dados apresentados em nosso quadro I estão de acôrdo com esta dedução, pois, como se pode verificar alí, encontramos apenas 79 sementes poliembriônicas entre 9.453 sementes de *C. arabica* var *bourbon*, o que corresponde a 0,8%.

III — DISCUSSÃO E CONCLUSÕES

Em *Coffea arabica* constata-se dois fatos que parecem estar ligados entre si : o aparecimento de sacos embrionários anormais, verdadeiros sacos embrionários duplos, com duas oosferas, e o aparecimento de sementes poliembriônicas. Nenhum caso foi observado de formação de dois ou mais sacos embrionários isolados num mesmo óvulo ; em todos os casos, êles estavam intimamente ligados, dentro de uma mesma cavidade. Apenas um caso foi observado de existência de dois embriões isolados numa mesma semente ; na grande maioria dos casos os embriões apresentavam-se lado a lado, às vezes fundidos um ao outro. Tudo isto leva a crer que são estruturas como aquelas que ocasionalmente encontramos, que dão formação aos embriões super-numerários.

Era de se esperar que, pela localização longínqua de uma das oosferas em relação à micrópila ou pela entrada de um único tubo polínico, apenas uma das oosferas fôsse fertilizada, permanecendo a outra intacta. Um tal acontecimento poderia determinar o desenvolvimento

de um embrião sexual normal e estimular a outra oosfera a se desenvolver partenogeneticamente. Tivemos ocasião de observar um duplo saco embrionário numa flor colhida 8 dias após a polinização, em que apenas uma oosfera estava fertilizada, enquanto a outra permanecia intacta; um embrião com $2n=22$ poder-se-ia desenvolver partenogeneticamente (partenogênese haplóide) a partir dessa oosfera, ou possuindo $2n=44$, no caso da ocorrência de uma duplicação dos cromossômios (partenogênese diplóide).

Entre as 72 plantas examinadas não foi encontrada uma sequer com $2n=22$; tôdas tinham 44 cromossômios somáticos. Porém já é conhecido o fato do aparecimento de plantas haplóides com $2n=22$ na progênie de plantas com 44 cromossômios somáticos (Mendes e Bacchi, 18). Infelizmente, não foi possível correlacionar o fenômeno da poliembrionia com o aparecimento destas plantas.

As plantas provenientes de sementes poliembrionicas continuam em estudo, pois ainda que tenham 44 cromossômios, não é impossível que algumas delas sejam o resultado de um "partenogênese diplóide".

É curioso que a poliembrionia em café, pelo menos quanto ao material até agora examinado, só produza plantas com o número somático de cromossômios igual ao encontrado na planta-mãe. A explicação parece que se pode encontrar na origem dos embriões super-numerários: em café, como mostramos no presente trabalho, tais embriões devem resultar de sacos embrionários estreitamente ligados, e, portanto, com uma micrópila comum. Aliás, o estudo da própria anatomia do óvulo de café, indicando que este é dotado de um nucelo rudimentar, mostra que os embriões super-numerários se devem originar de células muito próximas, ou melhor de uma única célula, que é a célula-mãe do arquepório. As nossas observações sobre os sacos embrionários duplos estão de acordo com o que nos mostra esse estudo anatômico.

Outras plantas em que o fenômeno da poliembrionia tem sido observado, são dotadas de grande nucelo, como acontece, por exemplo, com o caso de *Citrus*; em casos assim, os sacos embrionários poder-se-iam originar de células nucelares situadas longe umas das outras, e sem ligação com a micrópila, o que, no entanto, parece não acontecer (Bacchi).

A ocorrência de sementes desprovidas de embrião é bastante interessante. Naturalmente se pode imaginar que a formação de sementes assim se deve a um processo de fertilização incompleta, degenerando

a oosfera e desenvolvendo-se apenas o endosperma resultante da "tripla fusão". Em artigo anterior (Mendes, 17) já discutimos esta possibilidade. Uma possibilidade mais remota é que em tais casos a semente não seja dotada de um verdadeiro endosperma, mas de um "perisperma" resultante do desenvolvimento dos integumentos do óvulo.

SUMÁRIO

Três fenômenos ligados ao desenvolvimento do embrião ocorrem no gênero *Coffea*: **poliembriõnia, sementes sem embrião e sacos embriõnários duplos.**

Sementes com dois e três embriões foram encontradas em *C. arabica*, *C. canephora*, *C. excelsa*, *C. liberica* e um híbrido entre *C. arabica* e *C. canephora*. Em *C. arabica* var. *bourbon* verificou-se uma frequência de... 0,8% em 9.453 sementes examinadas.

Sementes sem embrião foram encontradas, numa frequência de 1,2%, somente em *C. arabica* var. *bourbon*.

Vários casos de formação de sacos embriõnários duplos foram encontrados em *C. arabica* L., numa frequência de cerca de 2,27%. A poliembriõnia deve ser uma consequência deste fenômeno.

O exame citológico feito em 72 plantas provenientes de sementes poliembriônicas de *C. arabica* L., incluindo 3 trigêmeas, 48 gêmeas e 21 outras cujos pares não foram examinados, revelou que todas tinham o mesmo número de cromossomos ($2n=44$) que a planta-mãe.

Em trabalho anterior havia sido revelada a ocorrência de plantas com $2n=22$ na progênie de cafeeiros normalmente tetraplóides ($2n=44$). A presente investigação não conseguiu ligar o aparecimento de tais "di-haplóides" com a ocorrência da poliembriõnia.

SUMMARY

Polyembryony, embryoless seeds and double embryo-sacs occur in the genus *Coffea*.

Di- and tri-embryonate seeds have been met with in *C. arabica*, *C. canephora*, *C. excelsa*, *C. liberica* and a hybrid between *C. arabica* and *C. canephora*. In the variety *bourbon* the frequency, based on 9.453 seeds examined, was 0.8%.

Embryoless seeds were seen in *C. arabica* var. *bourbon*, only; their frequency was 1.2%.

Various cases of formation of double embryo-sacs were found in *C. arabica* L., with a frequency of 2.27%. Polyembryony here is probably a consequence of this phenomenon.

A cytological examination of 72 seedlings raised from polyembryonic seeds of *C. arabica* L., including 3 triplets, 48 twins and 21 others whose mates were not examined, showed that all them had $2n=44$, this being the somatic number of the species.

Seedlings with half the number ($2n=22$) of chromosomes of *C. arabica* L. were found and studied recently. Through the present investigation the author has not succeeded in linking the occurrence of such "di-haploids" with the occurrence of polyembryony.

LITERATURA CITADA

1. **Bacchi, Osvaldo.** Cytological Observations in *Citrus*. III — Megasporogenesis, fertilization and polyembryony. Bot. Gaz. **105** (2): 221-225. 1943.
2. **Cooper, D. C.** Haploid-diploid twin embryos in *Lilium* and *Nicotiana*. Amer. Jour. Bot. **30** (6): 408-413. 1943.
3. **Demerec, M.** Heritable characters of maize. XV — Germless seeds. Jour. Hered. **14**: 297-300. 1923.
4. **Flemion, Florence and Elizabeth Waterbury.** Embryoless dill seeds. Contr. Boyce Thomp. Inst. **12** (2): 157-161. 1941.
5. **Harlan, H. V. and M. N. Pope.** Some cases of apparent single fertilization in barley. Amer. Jour. Bot. **12**: 50-53. 1925.
6. **Howard, H. W.** The size of seeds in diploid and autotetraploid *Brassica oleracea* L. Jour. Gen. **38** (1-2): 325-340. 1939.
7. **Johnson, Arthur M.** Polyembryony in *Eugenia Hockery*. Amer. Jour. Bot. **23** (2): 83-88. 1936.
8. **Juliano, José B. and Cuevas, Numeriano L.** Floral morphology of the mango (*Mangifera indica* L.) with special reference to the pico variety from the Philippines. Phil. Agr. **21**: 449-472. 1932.
9. **Kiessebalch, T. A.** False Polyembryony in Maize. Amer. Jour. Bot. **13**: 33-34. 1926.
10. **Kirch, Sister M. Hyacinth.** Some abnormalities in the development of the embryo sac of *Lilium longiflorum*. Bull. Torr. Bot. Club **63**: 383-396. 1936.
11. **Kondo, M. and S. Isshiki.** The occurrence of abnormal rice grains possessing either no embryos or two. Ber. Ohara Inst. **6**: 515-524. 1935. Cit. em Pl. Breed. Abstr. **6** (1): 190. 1935.
12. **Kostoff, D.** The frequency of polyembryony and chlorophyll deficiency in Rye. Current Science **8** (8): 356-358. 1939.
13. **Krug, C. A. e J. E. T. Mendes.** A chamada poliembria em *Coffea*. Rev. de Agric. (Piracicaba) **10** (1-2): 43-48. 1935.
14. **Lambers, M. Hille Ris.** Polyembryonie en Polyspermie bij koffie. Mededeelingen van het Proefstation Malang n. 74. 1930. (Cit. por Krug e Mendes, 1935).
15. **Lyon, Mildred E.** The occurrence and behavior of embryoless wheat seeds. Jour. Agr. Res. **36**: 631-637. 1928.
16. **Mayne, W. W.** Annual Report Coffee Scientific Officer 1935-1936. Mysore Coffee Exp. Sta. Bull. 14. Bangalore, 1936.
17. **Mendes, A. J. T.** Cytological Observations in *Coffea*. VI — Embryo and endosperm development in *Coffea arabica* L. Amer. Jour. Bot. **28** (9): 784-789. 1941. Bragantia **2** (4): 115: 128. 1942.
18. **Mendes, A. J. T. e Osvaldo Bacchi.** Observações Citológicas em *Coffea*. V. — Uma variedade haplóide ("di-haplóide") de *C. arabica* L. Jorn. de Agron. **3** (3): 183-206. 1940.
19. **Morinaga, Toshitaro and Eiji Fukushima.** Cytogenetical studies on *Oryza sativa* L. III — Spontaneous autotetraploid mutants in *Oryza sativa* Jap. Jour. Bot. **9** (1): 71-94. 1937.

20. **Muntzing, Arne.** Polyploid from twin seedlings. *Cytologia*, Jubilee Vol.: 211-227. 1937.
21. **Namikawa, S. and J. Kawakami.** On the occurrence of the haploid, triploid and tetraploid plants in twin seedlings of common wheat. *Proc. Imp. Acad. Japan* **10** : 668-671. 1934.
22. **Pristupa, A. A.** Embryoless seeds in castor-oil plants. *Compt. Rend. Acad. Sci. U.R.S.S.* **28** : 657-659. 1940 (Cit. por Flemion, 1941).
23. **Rodrigo, P. A.** A case of polyembryony in rice. *Philippine Agriculturist* **14** : 629-630. 1926.
24. **Sharma, Y. M. L.** Gametogenesis and embryogeny of *Tamarix ericoides* Rottl. *Annals of Bot.* **3** (12) : 861-870. 1939.
25. **Skovsted, A.** Cytological studies in twin plants. C. R. Lab. Carlsber, Copenhagen 1939. 22.^a ser. *Physiol.* : 427-446. (Cit. em *Pl. Breed. Abstr.* **10** (2) : 362. 1940).
26. **Stevens, O. A.** Wheat Grains without Embryos. — *Science* **97** (2508) : 91. 1943.
27. **Tinney, Fred W.** Cytology of Parthenogenesis in *Poa pratensis*. *Jour. Agr. Res.* **60** (5) : 351-360. 1940.
28. **Traub, Hamilton P.** Polyembryony in *Myrciaria cauliflora*. *Bot. Gaz.* **101** (1): 233-234. 1939.
29. **Webber, J. M.** Polyembryony. *Bot. Rev.* **6** (11): 575-598. 1940.
30. **Yamamoto, Y.** Ein Haplo-diploides Zwillingsspaar bei *Triticum vulgare* Vill. *Bot. Mag. (Tokyo)* **50** : 573-581. 1936. (Cit. em *Pl. Br. Abs.* **7** (3) : 304. 1937).

DESCRIÇÃO DAS FIGURAS

Fig. 1 — Sementes de café em germinação apresentando a poliembriõnia verdadeira.

Fig. 2 — Sementes de café em germinação apresentando a poliembriõnia falsa.

Fig. 3 — Semente de café em germinação apresentando as duas formas de poliembriõnia: a falsa e a verdadeira.

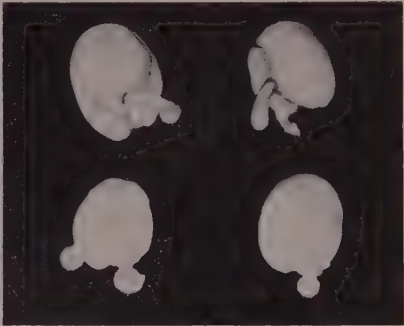
Figs. 4 a 7 — Sementes de café em germinação apresentando a poliembriõnia verdadeira: **4** — duas radículas normais; **5** — duas radículas desiguais; **6** — três radículas normais; **7** — duas radículas normais e um pequeno embrião expulso do endosperma.

Figs. 8 e 9 — Sementes de café em germinação apresentando a poliembriõnia falsa: **8** — duas massas de endosperma; **9** — três massas de endosperma.

Figs. 11 a 14 — Sacos embrionários anormais em *C. arabica* L.: **11** — Um gametófito completo e outro ainda no estado tetra-nucleado, em ovário colhido dois dias após a abertura da flor. **12** — Um gametófito completo (com quatro antípodas) e um incompleto (sem antípodas). **13** — Dois gametófitos completos, em ovário colhido dois dias após a abertura da flor. **14** — Um gametófito fertilizado ao lado de outro intacto, em ovário colhido 8 dias após a abertura da flor.



1



2



3



4



5



6



7



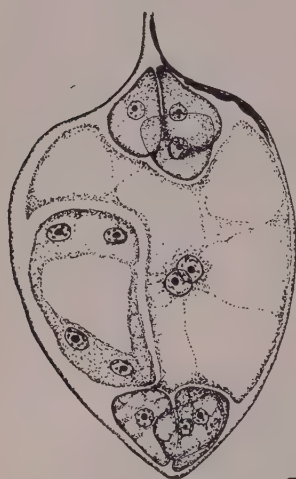
8



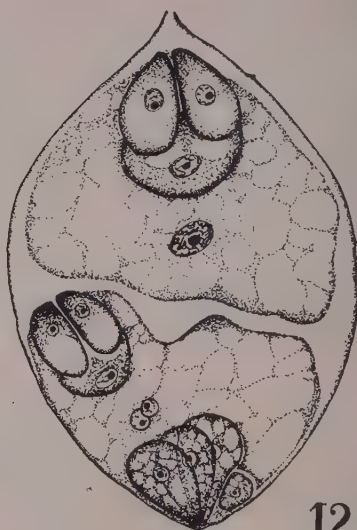
9



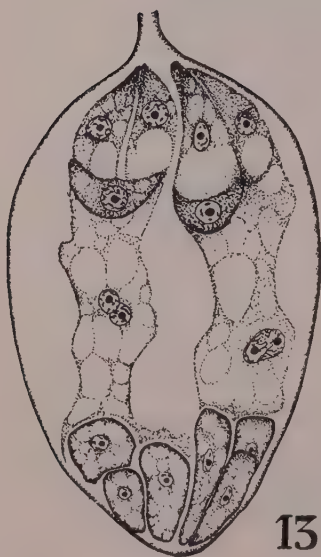
10



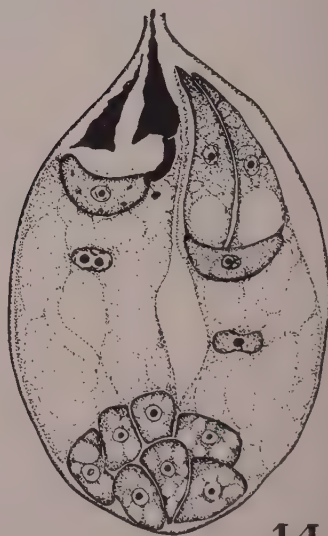
11



12



13



14

MOLÉSTIAS DE VIRUS DO FUMO NO ESTADO DE SÃO PAULO

A. S. Costa

INTRODUÇÃO

Diversas moléstias de virus do fumo (*Nicotiana tabacum* L.) foram constatadas em São Paulo, tendo sido descritas em publicações esparsas (2, 3, 4, 5, 6, 13, 17, 21, 22). Atualmente, está em andamento um grande plano de estudo sobre a cultura do fumo, plano esse que vem sendo executado em cooperação, por diversos técnicos da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", do Instituto Agrônômico, do Instituto Biológico e da Divisão do Fomento Agrícola. No decorrer das experiências já realizadas, foi notada a falta de uma publicação que reunisse as informações existentes sobre as moléstias de virus do fumo, de maneira a facilitar a estandardização das observações efetuadas por diversas pessoas, nas diferentes experiências. É esta, portanto, a finalidade precípua deste trabalho. Entretanto, apresentamos, a título sugestivo, algumas medidas de controle para as diferentes moléstias.

Ao autor coube preparar este trabalho, para cuja feitura foram aproveitadas, livremente, as informações contidas nas publicações acima citadas.

VIRA-CABEÇA

Em certas localidades é a moléstia de maior importância na cultura do fumo. Está bastante espalhada no Estado de São Paulo, onde a sua existência já é conhecida há muitos anos. É sabido que o mesmo virus ocorre também em outros Estados, como na Bahia, Pernambuco, Rio de Janeiro e Rio Grande do Sul. Em São Paulo, vira-cabeça já foi observada nos seguintes municípios: Campinas, Tietê, Piracicaba, Limeira, Tupí, Sorocaba, Pitangueiras, Pirangí, Ibitirama, Santa Lúcia, São Roque, Bragança, Cunha, Formosa, Iacanga, Itapira, Mococa, São Bento do Sapucaí, São Carlos, Socorro e Tapiratiba.

Sòmente o fumo é atacado por esta moléstia. O mesmo virus é capaz de infectar o tomateiro (*Lycopersicon esculentum* Mill.), a batatinha (*Solanum tuberosum* L.), numerosas outras *Solanaceæ* e muitas plantas ornamentais. Muitaservas daninhas são também hospedeiras dêste virus, tais como a maria-pretinha (*Solanum nigrum* L.), o estramônio (*Datura stramonium* L.) e o carurú (*Amaranthus* sp.). Ataques graves de vira-cabeça em plantas de carurú e estramônio já têm sido verificados. Observações feitas em 1941, num campo no qual numerosas plantas de *Datura stramonium* cresciam espontâneamente, mostraram que cêrca de 30% das plantas estavam afetadas por vira-cabeça.

A importância econômica de vira-cabeça é devida, principalmente, ao grande número de plantas mortas pela moléstia. Em plantações atacadas, a percentagem de plantas afetadas pode atingir 50% ou mais. A maioria destas morre, principalmente se são atacadas quando novas.. O número de plantas que sobrevivem à moléstia, isto é, que se restabelecem, é variável, dependendo da idade e das condições do ambiente. Plantas restabelecidas perdem, porém, o seu valor, pois as folhas são de qualidade inferior.

Sintomas

Em qualquer idade, as plantas podem ser afetadas. A moléstia é, todavia, mais comum em viveiros ou em plantações novas. Com o aumento da idade, as plantas adquirem uma certa resistência; quando adultas, são raramente afetadas. É principalmente nos primeiros cinquenta dias depois de transplantadas que são mais notados os ataques.

A planta afetada por vira-cabeça cessa o crescimento. As folhas do topo da planta arqueam-se para baixo. Frequentemente, é toda a parte superior da planta que se torce em direção ao solo, fato êsse que originou os nomes de vira-cabeça ou vira-copa, dados à moléstia. As folhas novas mostram concomitantemente palidez das nervuras, rugosidade e necrose. Necrose também se manifesta nas folhas médias. Listas pretas, formadas ao longo da haste, são comuns em plantas adultas afetadas. A necrose das folhas apresenta-se sob forma variada: riscas ao longo das nervuras de terceira ordem, faixas paralelas às nervuras de primeira e segunda ordem ou como anéis simples ou concêntricos. Um amarelecimento de toda a planta é também sintoma frequente, precedendo, geralmente, a morte desta.

Etiologia

O vírus de vira-cabeça pertence ao grupo do vírus de "spotted-wilt" (*Lethum australiense* H.). Em São Paulo é disseminado por uma espécie de tripes, *Frankliniella* sp. Este inseto é também capaz de viver sobre várias outras plantas. Ainda não sabemos se outras espécies de tripes podem também servir de vetores de vira-cabeça.

Contrôle

As variedades de fumo são, na sua maioria, altamente suscetíveis a vira-cabeça. Algumas variedades do grupo Sumatra mostram alguma resistência que, contudo, está longe de ser satisfatória (1, 18).

Entre as espécies de *Nicotiana* ensaiadas quanto à sua resistência a vira-cabeça, *N. glauca* foi a única que se mostrou de valor. Pode-se dizer que esta espécie é praticamente imune a vira-cabeça, se bem que já tenhamos observado sintomas em algumas plantas. A seguir apresentamos os dados obtidos sobre vira-cabeça, em um ensaio com diferentes espécies de *Nicotiana*, realizado na Estação Experimental Central em Campinas, no ano de 1939:

| Espécie | Porcentagem de vira-cabeça |
|---|----------------------------|
| <i>Nicotiana glauca</i> | 0,0 |
| <i>N. rustica</i> (N.º 264) | 8,5 |
| <i>N. langsdorfii</i> | 8,7 |
| <i>N. sylvestris</i> | 9,2 |
| <i>N. rustica</i> (N.º 25) | 9,6 |
| <i>N. tabacum</i> var. <i>Samsoun</i> | 17,9 |
| <i>N. glutinosa</i> | 21,9 |
| <i>N. longiflora</i> | 24,2 |
| <i>N. tabacum</i> var. <i>Geudertheimer</i> | 51,1 |
| <i>N. repanda</i> | 56,9 |
| <i>N. nudicaulis</i> | 72,8 |

Alguns trabalhos foram iniciados para se ver se seria possível obter a transferência da alta resistência de *N. glauca* a vira-cabeça, para variedades comerciais de fumo. Para este fim usou-se o alotetraplóide *Tabacum* x *Glauc*a (*) como ponte, assim como no caso da transferência do fator N (reação necrótica ao vírus do mosaico comum do fumo) de *N. glutinosa* para fumo (14). Este é, porém, um trabalho demorado e que poderá produzir resultados somente depois de muitos anos.

(*) As sementes deste alotetraplóide foram obtidas por gentileza do dr. H. H. Smith, do Bureau of Plant Industry, U. S. Department of Agriculture.

O arrancamento das plantas afetadas por vira-cabeça é uma medida de controle aconselhável. Deve ser feito logo de início, assim que se percebam os sintomas da moléstia. As plantas arrancadas devem ser recolhidas imediatamente num saco e posteriormente eliminadas. É desaconselhável arrancar as plantas doentes e deixá-las sobre o solo, nas proximidades das plantas saudáveis. Os vetores que se acham sobre as plantas arrancadas, e deixadas sobre o solo, passam para as saudáveis, assim que aquelas principiam a murchar. Desta maneira é muito provável que venham a infectar outras plantas.

Fawcett (9, 10) verificou que a sombra oferece uma certa proteção contra a "corcova" na Argentina. Plantas cultivadas à sombra mostram-se menos atacadas que plantas similares no sol. Está ainda para ser verificado se o efeito é sobre a resistência da planta ou sobre o vetor.

É relativamente fácil controlar-se o vetor de vira-cabeça no viveiro. Já no campo o seu controle oferece muito maiores dificuldades. O combate ao vetor na fase do viveiro não tem, aparentemente, nenhuma influência sobre a incidência da moléstia em campo. Isto foi verificado em diversas experiências. Plantas criadas em caixas à prova de insetos, quando levadas para o campo, mostraram a mesma percentagem de vira-cabeça que as plantas formadas em viveiro comum, no qual abundava o tripe vetor da moléstia. Nestas experiências, os lotes criados à prova de insetos foram transplantados próximos aos do viveiro comum, mas separados uns dos outros por meio de barreiras de *Crotalaria juncea*. Estas tinham por finalidade evitar a passagem de vetores dos lotes não tratados para os criados à prova de insetos, no viveiro. Em outras experiências, mudas criadas à prova de insetos foram transplantadas para local mais ou menos isolado na Estação Experimental Central em Campinas. Entretanto, depois de cerca de oito dias (mais ou menos o período de incubação da moléstia) muitas plantas principiam a mostrar sintomas de vira-cabeça. Estes fatos mostraram que no campo existe uma população do inseto vetor, que, provavelmente, vive sobre ervas daninhas, passando destas para o fumo. Mostram também que muitos dos insetos se acham virulíferos, obtendo o vírus com toda certeza das plantas nativas suscetíveis.

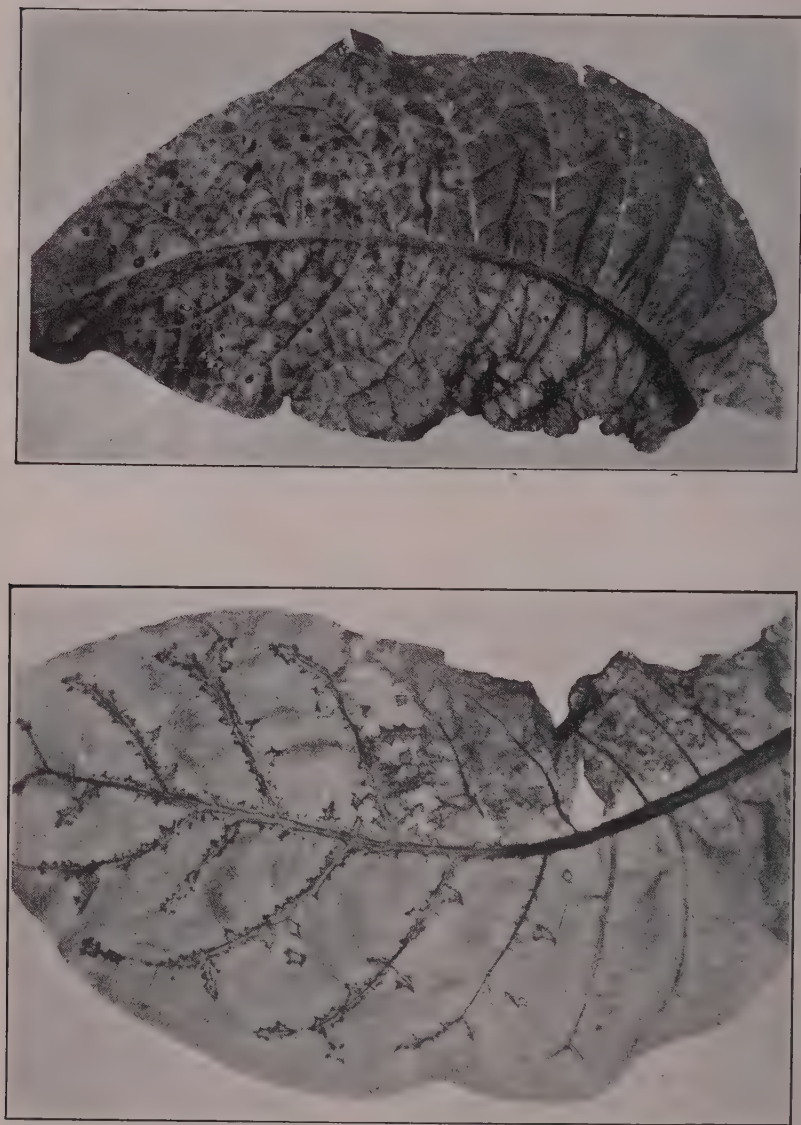
O controle do tripe vetor de vira-cabeça pode ser tentado pelo uso de inseticidas de contacto ou repelentes. Muitos inseticidas já têm sido ensaiados em forma líquida ou em pó, no controle dos vetores das moléstias do grupo do vírus do "spotted-wilt". Moore (20) ensaiou diversas substâncias, mas, devido à baixa incidência da moléstia no



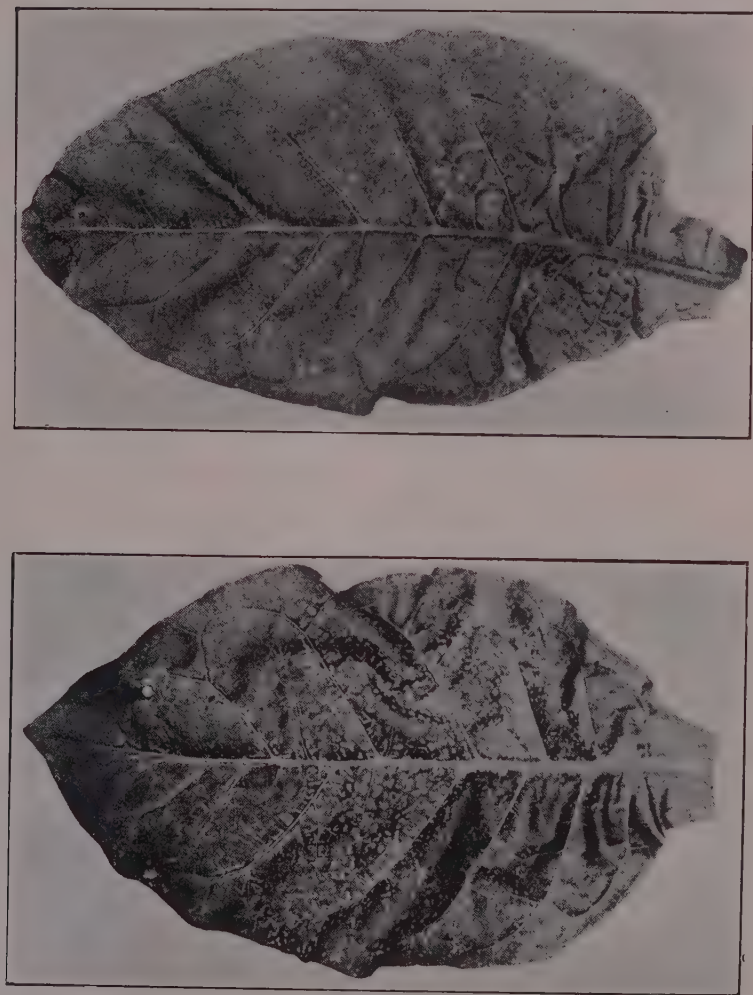
Figura 1 — *Nicotiana tabacum* var. *Virginia*. (Uma planta sadia entre duas afetadas, mostrando os sintomas de vira-cabeça).



Figura 2 — *Nicotiana tabacum* var. *Virginia*. (Uma planta afetada ao lado de uma planta sadia. — Notar a curvatura da parte superior da planta).



Figuras 3 e 4 — *Nicotiana tabacum* var. *Virginia*. (Fóllas mostrando diversos sintomas de vira-cabega).



Figuras 5 e 6 — *Nicotiana tabacum* var. *Virginia*. (Fólias com sintomas de vira-cabeça).



Figura 7 — *Nicotiana tabacum* var. *Sumatra*.
(Fôlha de planta afetada, mostrando os sintomas da necrose branca).

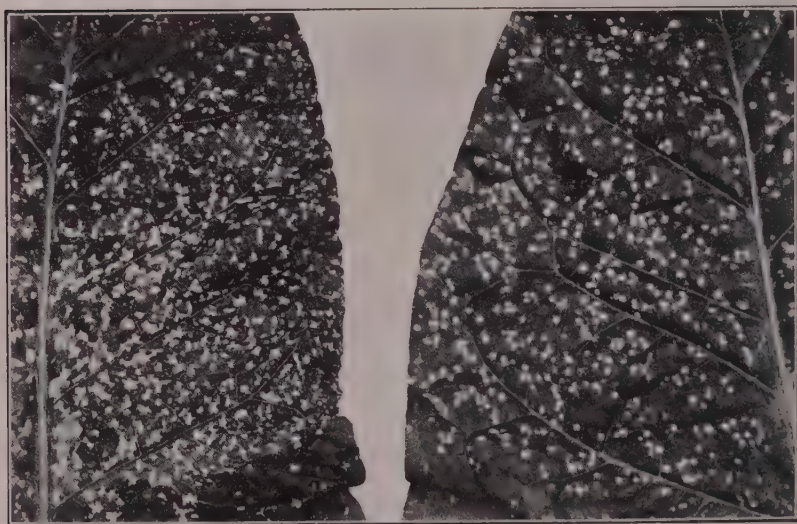


Figura 8 — *Nicotiana tabacum* var. *Sumatra*.
(Fôlhas mostrando os sintomas da necrose branca (A) e das pintas necróticas brancas (B), encontradas em associação com o vírus da faixa das nervuras).

ano em que a experiência foi realizada, não pôde obter dados satisfatórios. Fawcett (8) empregou preparações de derris e sulfato de nicotina no controle da corcova do fumo na Argentina, mas os resultados foram negativos. Resultados positivos no controle da "corcova" foram obtidos com arseniato de chumbo (11). Fawcett (12) verificou também que o uso do enxofre molhável não deu bons resultados no controle da peste negra dos tomates que é causada pelo mesmo vírus da "corcova". O uso da cal, à qual se adicionou óleo para espalhar melhor, deu bons resultados. Recentemente, Magee e Morgan (19) relataram que tinha sido obtido, pela pulverização com tártaro emético, o controle dos vetores do vírus do "spotted-wilt" na Austrália — *Franckliniella insularis* e *Thrips tabaci* — em plantações de tomates.

O emprêgo de inseticidas para o controle dos vetores de vira-cabeça na plantação deve ser efetuado, principalmente, durante os primeiros 30 ou 40 dias após a transplantação. Uma vez passada esta época crítica, as plantas já se acham um tanto desenvolvidas, tendo adquirido certa resistência à moléstia.

Apesar da pouca influência do controle do vetor no viveiro, sobre a manifestação da moléstia em campo, êle deve ser feito, pois, do contrário, arriscar-se-ia à perda de um grande número de mudas, que talvez viessem a faltar para a plantação.

É sempre desaconselhável efetuar a plantação de fumo próximo a flores, tomateiros ou outras plantações de fumo. Vetores da moléstia, muitas vezes virulíferos, passam então de tais plantas para o fumo, introduzindo vira-cabeça na plantação.

Outra maneira de controlar a moléstia consiste na escolha de regiões, para o plantio do fumo, onde a incidência de vira-cabeça seja pequena. Bragança, São Bento do Sapucaí, Limeira, etc., são regiões onde a moléstia é menos prevalente do que Campinas, Tietê ou Piracicaba. É claro que outros fatores têm também que ser levados em conta, como a adaptabilidade do solo da região para o tipo da cultura do fumo que se quer fazer, etc.

Uma das maneiras mais eficientes de controlar vira-cabeça é a escolha da época adequada para transplante. Como já dissemos, mesmo na Estação Experimental Central em Campinas, onde a percentagem de plantas afetadas frequentemente se aproxima de 100%, existem épocas de transplante durante as quais a incidência de vira-cabeça é relativamente baixa. Em ensaios efetuados tem sido verificado que as

épocas mais favoráveis de transplante em relação a vira-cabeça e durante as quais as plantas podem desenvolver-se satisfatoriamente coincidem com o início e fim da estação de chuvas. Mudanças de fumo transplantadas durante setembro ou outubro, conforme as chuvas comecem, mais cedo ou mais tarde, desenvolvem-se satisfatoriamente e não são muito atacadas por vira-cabeça. Esta época apresenta, todavia, um inconveniente: as plantas vão maturar em época chuvosa e isto pode prejudicar os trabalhos de colheita e preparo do produto. A outra época favorável coincide com os meses de fevereiro ou março. Estas épocas são, contudo, um tanto tardias e há frequentemente falta de chuvas para um crescimento satisfatório das plantas.

A NECROSE BRANCA OU COUVE

A necrose branca foi tida, a princípio, como uma moléstia diferente da então chamada "couve" ou "fumo couve". Em estudos efetuados, verificou-se então que "couve" nada mais era que uma fase tardia da moléstia, seguindo-se às manifestações de necrose branca.

Além do fumo, diversas outras espécies de *Nicotiana* foram infetadas pelo vírus causador, em experiências de inoculação. Podemos citar as seguintes: *N. rustica*, *N. angustifolia*(*), *N. repanda*, *N. sylvestris*, *N. langsdorfii* e *N. longiflora*. Entre outras *Solanaceæ*, mostraram-se suscetíveis *Solanum nodiflorum* e *Nicandra physaloides*. Uma investigação sistemática do círculo de hospedeiras deste vírus não foi ainda feita, mas seria de muito interesse que este trabalho fosse realizado.

A importância econômica da necrose branca ou "couve" é muito grande nos arredores de Tietê. Neste município, tem mesmo maior importância que vira-cabeça. A percentagem de plantas atacadas é muito elevada, atingindo, às vezes, perto de 100%. Plantas afetadas nunca morrem em consequência do ataque da moléstia, mas têm a produção diminuída e as folhas se tornam de qualidade muito inferior. Para o caso de fumo de estufa teriam valor quase nulo.

Além do município de Tietê, esta moléstia já foi constatada em Campinas, Piracicaba, Limeira, Bragança, Iacanga, Itapira, Santa Rita, São Bento, São Carlos, Socorro e Tupí.

(*) Não há certeza quanto à posição taxonômica desta espécie.

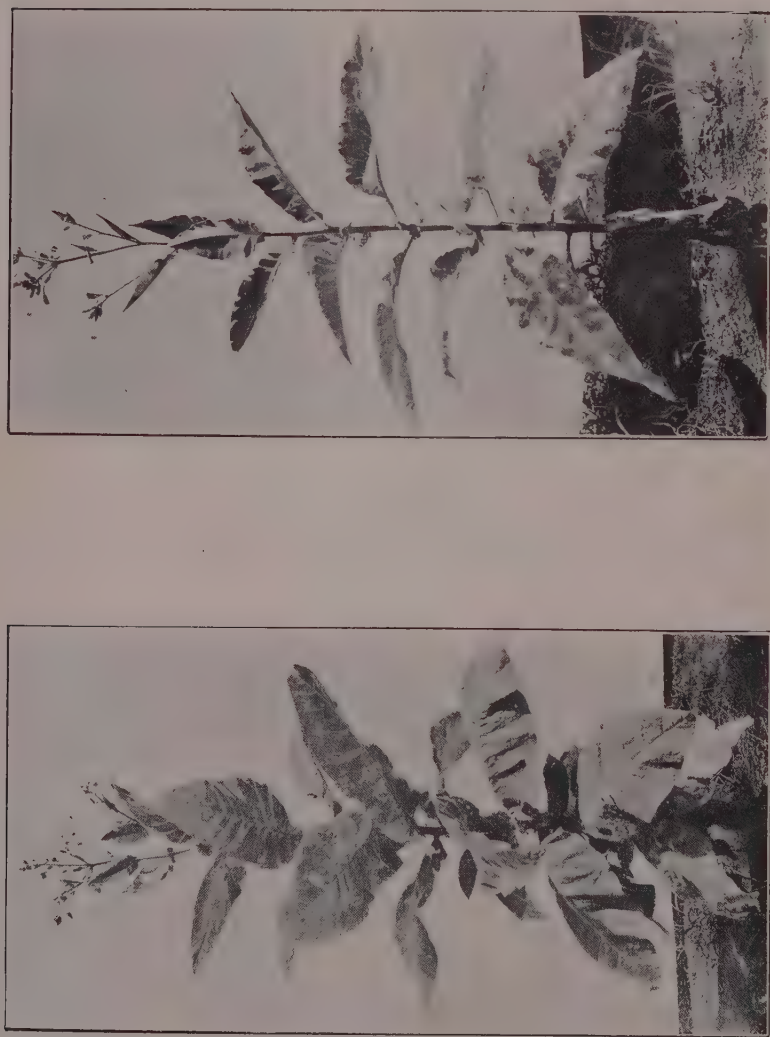


Figura 9 — *Nicotiana glauca* var. *Virginia*. (Planta afetada, mostrando os sintomas da fase "couve" ao lado de uma planta sadia).



Figura 10 — *Nicotiana tabacum* var. *Virginia*.
(Fôlhas de planta afetada da fase "couve", mostrando os pecíolos em comparação com fôlhas de planta sadia).



Figura 11 — *Nicotiana tabacum* var. *Virginia*.
(Flores de planta afetada mostrando os apículos das pétalas, ausentes no caso de uma flor de planta sadia — direita).



Figura 12 — *Nicotiana tabacum* var. *Sumatra*. (Planta afetada pela faixa das nervuras mostrando as pintas necróticas brancas).

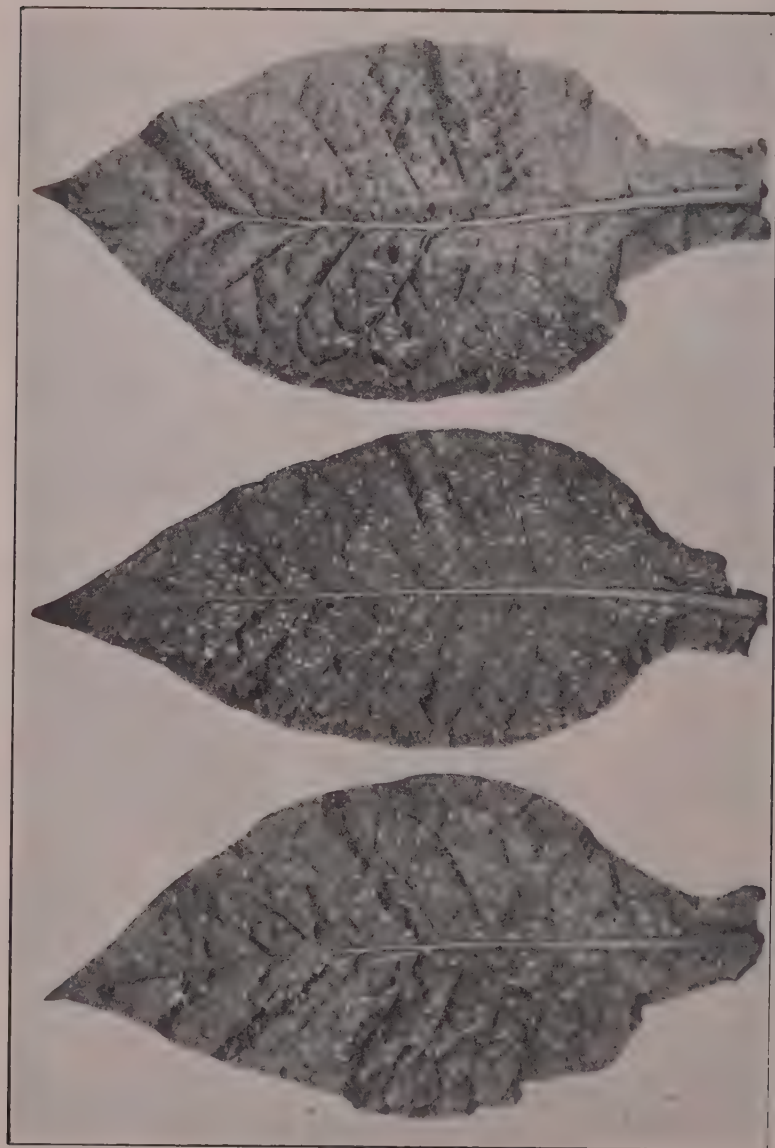


Figura 13 - *Nicotiana tabacum* var. *Sumatra*. (Fólias de planta afetada mostrando as pintas necróticas brancas).

Sintomas

A necrose branca ou couve é, principalmente, uma moléstia das plantas na plantação. No viveiro é muito raramente observada e quase sempre no caso de mudas passadas que ali ficaram. Na plantação pode-se manifestar em qualquer ocasião, até próximo ao florescimento. Seu aparecimento é, porém, mais comum quando as plantas estão com um a dois meses de transplantadas.

A sintomatologia pode ser dividida em três fases, para maior clareza: a **necrose branca**, o **restabelecimento aparente** e a fase "**couve**".

Necrose branca — As folhas novas das plantas afetadas mostram os sintomas de necrose que, de início, pode ter uma aparência um tanto oleosa, só mais tarde se tornando de cor clara. A necrose pode manifestar-se nas ilhotas do parênquima, nas nervuras de terceira ordem ou como linhas quebradas acompanhando as nervuras de primeira ou segunda ordem. As lesões das ilhotas do parênquima podem ter uma forma angular, estrelada, ou, em raros casos, arredondada. Observando-se as lesões necróticas com um certo aumento, nota-se que elas são deprimidas nas duas faces da folha; a parte necrótica tem cerca de metade da espessura normal da folha. Além da necrose, as folhas afetadas mostram enrugamento e mais tarde rasgaduras. Isto é consequência do desenvolvimento desigual da superfície da folha devido à manifestação da necrose quando estas estavam ainda em crescimento. Necrose tem sido, em casos raros, observada na parte interna do pecíolo próximo à haste e também na medula da haste. Os sintomas de necrose branca manifestam-se em um número variável de folhas, geralmente entre 3 e 10. Na transição da fase necrose branca para restabelecimento aparente, formam-se algumas folhas que mostram os sintomas somente nas proximidades do ápice.

Restabelecimento aparente — Após a formação de algumas folhas com sintomas apenas na proximidade do ápice, desenvolvem-se outras com aparência quase normal. Em seguida, as novas folhas começam a mostrar os sintomas da fase "**couve**".

Fase "couve" — Os sintomas da fase "**couve**" variam em intensidade, de acordo com a severidade da moléstia. Nas primeiras folhas que mostram os sintomas de "**couve**", estes não são muito acentuados, mas tendem a se acentuar nas folhas que aparecem depois; em geral, são mais típicos nas folhas médias e superiores da planta. A manifes-

tação dos sintomas de "couve" depende também da ocasião em que a planta mostrou necrose branca. Aparentemente, quanto mais cedo esta ocorrer, tanto mais acentuados serão os sintomas de "couve", dependendo, como já foi dito, em parte, da severidade da moléstia. Plantas afetadas tardiamente geralmente não mostram os sintomas de "couve", pois não há tempo necessário para a evolução dos sintomas. O ângulo de inserção das folhas "couve" é um tanto alterado para maior ou menor; as folhas tornam-se mais duras e espessas; a superfície torna-se mais lisa, perdendo um pouco o "grão"; as folhas podem-se tornar um tanto acanaladas e as margens podem-se curvar para a parte inferior; muitas folhas mostram as margens dentadas ou crenadas, quando, normalmente, são lisas; há uma tendência para se tornarem mais estreitas e no caso de algumas variedades de folhas sésseis, estas se tornam pecioladas. Êste é o caso das variedades Virginia Bright, Amarelinho, Sumatra, etc. Esta transformação de folhas sésseis em pecioladas é que originou o nome "couve". As flores mostram sintomas um tanto peculiares: a corola que, normalmente, é tubular pode apresentar-se formada de pétalas separadas. Como regra geral, a forma do limbo das pétalas é modificada, havendo a formação de um apículo na extremidade superior.

A formação de folhas pecioladas em variedades de folhas sésseis e a presença de apículos na corola, constituem os melhores sintomas para identificação da moléstia.

Nas plantas "couves" nem sempre foi possível a observação de folhas com necrose branca. Isto resultou quase sempre do fato de que as folhas que tinham necrose branca eram as mais inferiores, tendo-se tornado secas e desprendido da planta.

Etiologia

O vírus causador de necrose branca ou "couve" é, provavelmente, o mesmo que causa a moléstia "tobacco streak" nos Estados Unidos (*Annulus oræ* H.) (16).

O vírus da necrose branca ou "couve" pode ser transmitido mecânicamente, mas com alguma dificuldade. Na transmissão da moléstia sob condições naturais, a transmissão mecânica não desempenha nenhum papel. A disseminação desta moléstia deve-se dar, com toda certeza, por meio de algum inseto vetor. A descoberta dêste seria de grande importância e, possivelmente, viria facilitar a formulação de medidas de controle.

Contrôle

O desconhecimento do vetor dificulta a aplicação de medidas que visem o seu controle. É, porém, possível que ensaios com diversos inseticidas conseguissem lançar alguma luz sobre essa questão. Tencionamos oportunamente experimentar nicotina, rotenona e diversos outros inseticidas que têm ação sobre os insetos sugadores, no controle desta moléstia.

Não são conhecidas variedades resistentes à necrose branca ou "couve"; há diferenças em suscetibilidade, mas mesmo aquelas menos suscetíveis não apresentam resistência satisfatória.

A escolha da época de plantio oferece alguma possibilidade para o controle da moléstia. Ela tem sido observada, principalmente, nos meses quentes e úmidos do ano, como dezembro e janeiro.

A FAIXA DAS NERVURAS

Esta moléstia tem sido observada somente nas localidades de São Paulo (17), Campinas e Tupi. Na Estação Experimental Central de Campinas pôde adquirir bastante importância econômica, sendo geralmente elevado o número de plantas atacadas. A faixa das nervuras não é uma moléstia somente do fumo. O mesmo vírus ou um vírus muito semelhante a este é mais comum em plantações de batata, nas quais causa uma moléstia de grande importância. A sua ocorrência em plantações de fumo já foi verificada também em outros países (15). Em experiências realizadas, as seguintes espécies mostraram-se suscetíveis ao mesmo vírus: *Nicotiana rustica*, *N. sylvestris*, *N. langsdorfii*, *N. glutinosa*, *N. repanda*, *N. longiflora*, *N. quadrivalvis*, *N. digluta*, *N. angustifolia* (*), *N. Gossey*, *N. sanderæ*, *N. nudicaulis* e *N. paniculata*. Além destas espécies de *Nicotiana*, *Lycopersicon esculentum*, *L. pimpinellifolium* e *Cyphomandra betacea* são também suscetíveis.

Os danos causados pela faixa das nervuras são relativamente ligeiros para certas variedades. Podem mesmo passar despercebidos a um exame superficial. A produção é um tanto diminuída e a qualidade das folhas um pouco prejudicada. Para o caso das variedades do grupo Sumatra, usadas para produção de capas de charuto, já os danos causados são maiores. As plantas desta variedade, quando atacadas, mostram uma reação necrótica caracterizada pelo aparecimento de pintas brancas arredondadas.

(*) Não há certeza quanto à posição taxonômica desta espécie.

Sintomas

Esta moléstia manifesta-se comumente na plantação, sendo rara em viveiro. É principalmente durante a segunda metade do ciclo da vida que as plantas se mostram afetadas.

A primeira manifestação da moléstia é a palidez das nervuras das folhas novas. As folhas mais tarde formadas mostram manchas cloróticas arredondadas nas ilhotas do parênquima. Estas manchas só são visíveis depois que elas atingem um certo desenvolvimento. À proporção que as folhas com manchas cloróticas aumentam em tamanho, as áreas cloróticas crescem, tomando conta de toda a superfície entre as nervuras de terceira ordem e respeitando somente pequenas áreas paralelas a estas. Dá-se então a formação das faixas das nervuras, que são mais ou menos contínuas. Em muitas plantas, as áreas cloróticas não se transformam, permanecendo arredondadas. Além do tipo descrito, há um outro tipo de faixa das nervuras, presente nas plantas atacadas. Neste, as faixas são de cor verde mais escura do que a normal e apresentam-se interrompidas. De maneira geral, pode-se dizer que as manchas cloróticas são mais conspícuas nas folhas das plantas em desenvolvimento vegetativo rápido, ao passo que as faixas das nervuras são mais comuns em folhas completamente desenvolvidas. Em certos casos, as faixas das nervuras são visíveis somente na parte da folha próxima ao pecíolo. À medida que as plantas envelhecem há uma diminuição na intensidade dos sintomas. Certas variedades de fumo mostram sintomas fracos e indistintos quando atacadas. Tal é, por exemplo, o caso das variedades Kentucky e Amarelinho. Em adição ao que foi atrás descrito, as variedades do grupo Sumatra e algumas do grupo Turkish mostram nas folhas a presença de lesões necróticas brancas, arredondadas. Estas são fáceis de distinguir dos sintomas da necrose branca (Fig. 8).

Etiologia

O vírus causador da faixa das nervuras pertence ao grupo do vírus Y da batatinha (*Marmor cucumeris* var. *Upsilon*). É facilmente transmissível por inoculação mecânica. É de se crer, porém, que na natureza a transmissão mecânica não desempenhe papel algum na disseminação do vírus em plantações de fumo. Este é comumente disseminado por afídeos. O vetor ou vetores sob as nossas condições ainda não são conhecidos.



Figura 14 — *Nicotiana tabacum* var. *Sumatra*. (Fôlha de planta afetada mostrando numerosas manchas cloróticas arredondadas).



Figura 15 — *Nicotiana tabacum* var. *Anarelinho*. (Fôlha de planta afetada mostrando as faixas das nervuras).

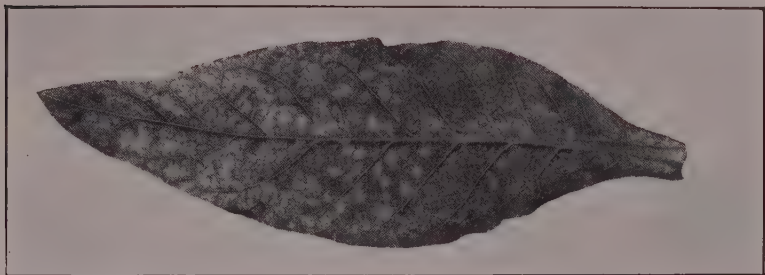


Figura 16 — *Nicotiana tabacum* var. *Sumatra*. (Fôlha de planta afetada mostrando pintas cloróticas e faixas das nervuras).

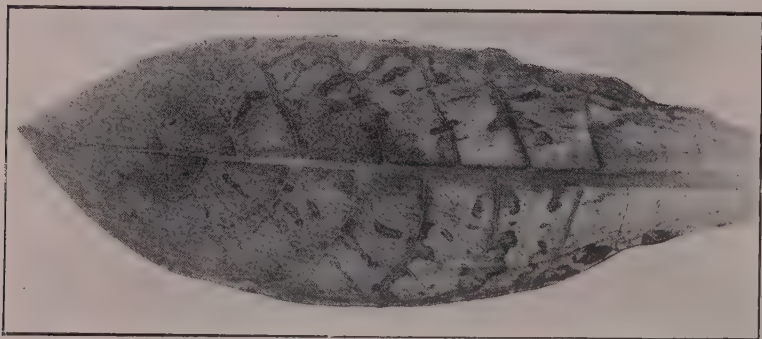


Figura 17 — *Nicotiana tabacum* var. *Virginia*. (Folha afetada pelo mosaico comum).

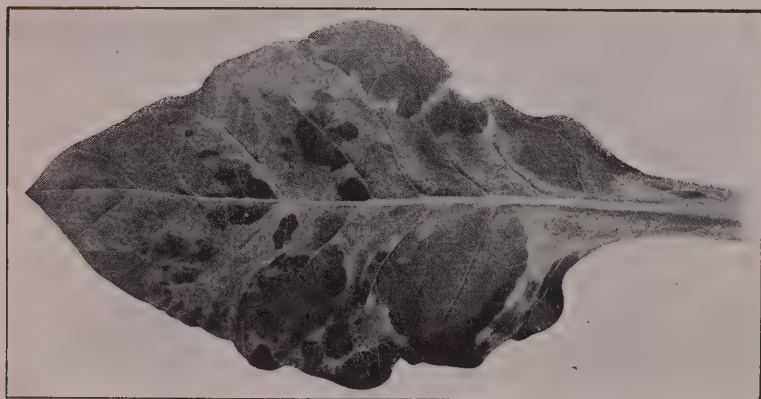


Figura 18 — *Nicotiana tabacum* var. *Geudertheimer*. (Sintomas do mosaico causado pelo vírus do mosaico do pepino).

A fonte de inóculo do vírus das faixas das nervuras, de onde o vírus passa para o fumo, também não é conhecida. É possível que isto se dê, a partir de plantas doentes de batata ou, então, de ervas daninhas suscetíveis.

Contrôle

A eliminação das fontes de inóculo é a medida mais aconselhável. Assim, será de vantagem evitar a plantação de fumo perto de plantações de batata. Algumas *Solanaceæ* nativas do gênero *Solanum* podem ter o vírus. Julgamos, no entanto, que a não ser em casos especiais, esta moléstia não atingirá grandes proporções, não se justificando, portanto, medidas especiais de controle. A destruição dos vetores, provavelmente afídeos, oferece uma outra possibilidade de controle.

OS MOSAICOS

É comum observarem-se, nas plantações de fumo, plantas cujas folhas apresentam áreas verde-claras, ao lado de área verde-normais ou verde-escuras, geralmente acompanhadas de rugosidade e malformação. Estas folhas mostram então o que se denomina mosaico.

Duas formas de mosaico do fumo são encontradas em São Paulo. O mosaico causado pelo vírus do mosaico comum do fumo (*Marmor tabaci* H. var. *vulgare* H.) e o mosaico causado pelo vírus do mosaico do pepino (*Marmor cucumeris* H. var. *vulgare* H.). Não é possível separar estas duas moléstias somente pela observação dos sintomas, pois éstes são muito semelhantes. Para que sejam identificados os vírus causadores, torna-se necessário efetuar testes de inoculação em plantas apropriadas.

Mosaico comum : É encontrado em qualquer plantação de fumo em maior ou menor percentagem. Sua incidência é bastante alta nas lavouras de particulares e baixa nas estações experimentais. O mosaico comum manifesta-se nas sementeiras e nas plantações.

As fontes de inóculo para as sementeiras podem ser diversas. Restos de cultura não devem ser aproveitados como adubo para os canteiros, pois podem conter o vírus; as pessoas que fumam podem ter as suas mãos contaminadas e infetar as plantas durante os tratamentos feitos no viveiro. O cigarro de papel não apresenta tanto perigo em contaminar as mãos dos fumantes, mas as pessoas que usam fumo de

corda não devem preparar cigarros quando estão trabalhando com as mudas de fumo. Plantas da família *Solanaceæ*, crescendo nas proximidades dos canteiros, podem também servir de fonte de inóculo. Já foram observadas plantas adultas de fumo afetadas pelo mosaico comum em diversas fazendas, crescendo dentro de cercados onde estavam sendo formadas as mudas.

Na plantação, as fontes de inóculo podem ser as mesmas já citadas para as sementeiras. Além disso, há a considerar as soqueiras do ano anterior, pois estas se mostram frequentemente afetadas pelo mosaico comum. Plantas afetadas, levadas das sementeiras, representam também uma importante fonte de virus neste caso.

O mosaico comum é uma moléstia altamente infecciosa. No início da cultura poucas são as plantas afetadas, mas o número destas aumenta consideravelmente com o avançar em idade da plantação. A disseminação do mosaico comum na plantação e no viveiro dá-se principalmente pelos meios mecânicos, a saber: pelas ferramentas agrícolas, pelas mãos dos operários que efetuam os trabalhos de transplante, desbrota, capação, etc. As ferramentas agrícolas que esbarram numa planta doente e depois numa sadia podem infectar esta última. O mesmo se dá com as mãos dos operários, etc. O fato de que basta tocar-se numa planta doente e depois numa sadia para se ter transmissão da moléstia, deve ser sempre levado em conta.

Sintomas

Os sintomas do mosaico comum constam, como já dissemos, de áreas verde-claras ao lado de áreas verde-normais ou verde-escuras. Estas são mais raras e, quando presentes, se manifestam como faixa das nervuras ou em áreas elevadas da superfície da folha de conformação arredondada e também denominadas bôlhas. Malformação e rugosidade são frequentes, dependendo a intensidade destes sintomas do estado vegetativo da planta, estirpe do virus, etc.

Contrôle

É aconselhável que os operários evitem o uso do cigarro ou qualquer outra forma de fumo na ocasião em que fazem a transplantação ou executam qualquer outro serviço com as plantas de fumo, seja na sementeira, seja na plantação. Antes de iniciar qualquer trabalho, é vantajoso que as mãos sejam lavadas cuidadosamente com água e sabão.

Caso o lavrador ou operário toque numa planta afetada deve lavar as mãos novamente antes de prosseguir no serviço.

A eliminação das fontes de inóculo é também aconselhável. Nunca se deve usar restos de fumo como adubo. As ervas más da família *Solanaceæ* devem ser erradicadas das proximidades dos canteiros e das plantações, assim também como as soqueiras de fumo. Nunca transplantar plantas doentes para a plantação.

Mosaico do pepino : O mosaico do pepino manifesta-se de preferência na plantação. Ataca numerosas outras plantas, pertencentes a diversas famílias. Não sabemos ainda quais são as plantas que servem de fonte de inóculo para as plantações de fumo sob as nossas condições, e também desconhecemos qual é o vetor ou vetores que aqui disseminam este tipo de mosaico. É também transmitido mecânicamente sob condições artificiais, mas a disseminação natural da moléstia se dá, principalmente, por meio dos insetos.

A presença do mosaico do pepino em plantações de fumo não é muito comum, mas já foi verificada em outros países. Em São Paulo, o mosaico do pepino não é de ocorrência tão generalizada em plantações de fumo como o mosaico comum. Na Estação Experimental Central em Campinas, dá-se, porém, um fato curioso : o mosaico do pepino é mais prevalente do que o mosaico comum. Nas plantações particulares ocorre fato contrário. Que o mosaico do pepino é mais prevalente do que o mosaico comum na Estação Experimental Central em Campinas, foi verificado em dois anos seguidos em diversos ensaios de época de transplante. Para a determinação relativa dos dois tipos, amostras de numerosas plantas afetadas foram colhidas em campo, trazidas para laboratório e inoculadas em plantas-testes apropriadas. Em 1939, a proporção encontrada foi de 10 e 90% para o mosaico comum e mosaico do pepino e no ano de 1940 foi de 3 e 97%, respectivamente.

Sintomas

Como já dissemos, não é possível separar o mosaico comum do mosaico do pepino numa base sintomatológica. Os sintomas são idênticos. Observa-se, porém, que nos casos do mosaico do pepino há menos tendência para formação de faixas das nervuras e as áreas verde-claras ou verde-escuras são maiores. Nota-se também que as áreas cloróticas apresentam um aspecto característico, perdendo o seu brilho e mostrando-se com um aspecto embaçado. Muitas vezes toda a su-

perfície da fôlha mostra êste aspecto embaçado, havendo apenas algumas áreas pequenas de côr verde-escura. Malformação e estreitamento da fôlha são também sintomas frequentes.

Contrôle

O contrôle do vetor da moléstia e a destruição das fontes de inóculo são as medidas aconselháveis neste caso. Como, porém, não se pode diferenciar o mosaico do pepino do mosaico comum, é conveniente aplicar as medidas aconselhadas para o mosaico comum para tôdas as plantas com mosaico, indistintamente.

ENCARQUILHAMENTO DA FÔLHA

Não existe certeza sôbre se esta moléstia é causada por um virus. Devido à grande semelhança entre a sintomatologia aquí observada e a da moléstia conhecida na África como "leaf-curl", causada pelo virus *Ruga tabaci* H., preferimos incluí-la neste grupo, a título de tentativa.

Até agora o encarquilhamento da fôlha foi observado sòmente em variedades cultivadas de fumo e em *Nicotiana sylvestris*, sob as nossas condições. Dados sôbre a resistência das diferentes variedades não são conhecidos. A sua ocorrência já foi notada nos municípios de Bragança, Tietê, Limeira, Campinas e Piracicaba.

A importância do encarquilhamento da fôlha é pequena. A percentagem das plantas atacadas é baixa, mas, quanto à qualidade, as fôlhas ficam bastante prejudicadas. Duas formas de encarquilhamento da fôlha têm sido observadas: a forma rugosa e a forma enrolamento.

Forma rugosa : É a mais comum; manifesta-se em plantas de qualquer idade, na plantação, sendo rara no viveiro. As plantas afetadas sofrem uma redução no porte, tanto maior quanto mais cedo forem afetadas; quando afetada muito cedo, a planta permanece com um porte anão. As fôlhas das plantas afetadas exibem os sintomas mais típicos da moléstia: o ângulo formado com a parte superior da haste torna-se maior do que em plantas saudas; o limbo da fôlha, às vêzes, curva-se para a face dorsal; o comprimento da fôlha é reduzido; a rugosidade manifesta-se sob uma forma acentuada. Observando-se as fôlhas pela sua face ventral, percebe-se que o aspecto rugoso é devido ao fato de as nervuras serem deprimidas nesta face, e os tecidos situados entre as nervuras de terceira ordem serem salientes e ligeiramente con-



Figura 19 — *Nicotiana tabacum* var. *Amarelinho*.
(Planta afetada pela forma rugosa ao lado de uma planta sadia).

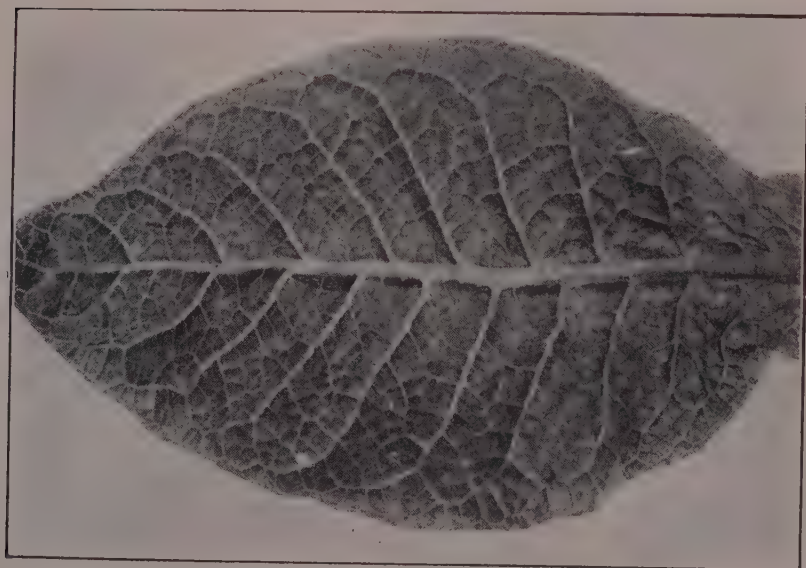


Figura 20 — *Nicotiana tabacum* var. *Amarelinho*.
(Fôlha de planta afetada. — Notar as nervuras mais salientes e *tortuosas).

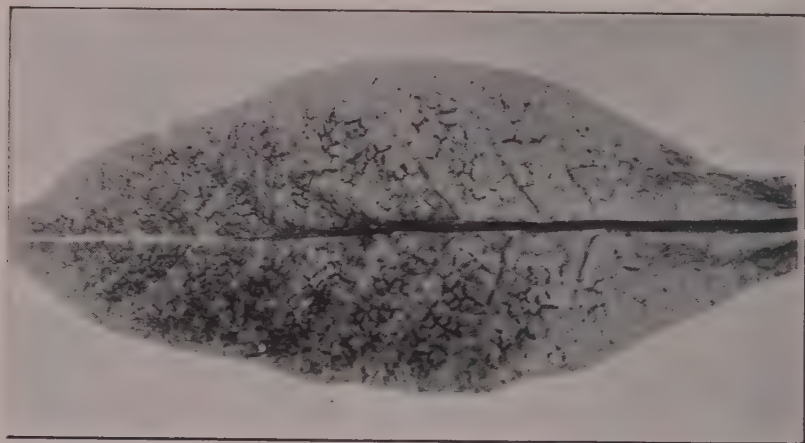


Figura 21 — *Nicotiana tabacum* var. *Creoula*. (Fôlha de uma planta afetada pela forma rugosa. Notar certos comprimentos das nervuras de uma côr verde escura. Fotografia tirada por transparência).

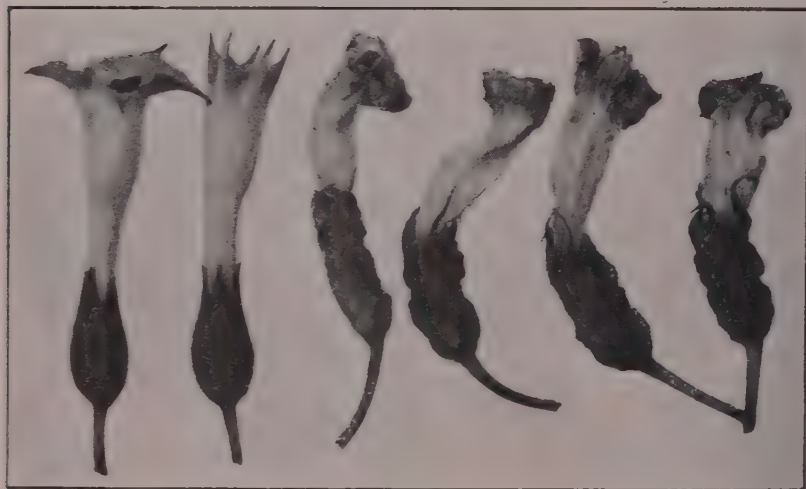
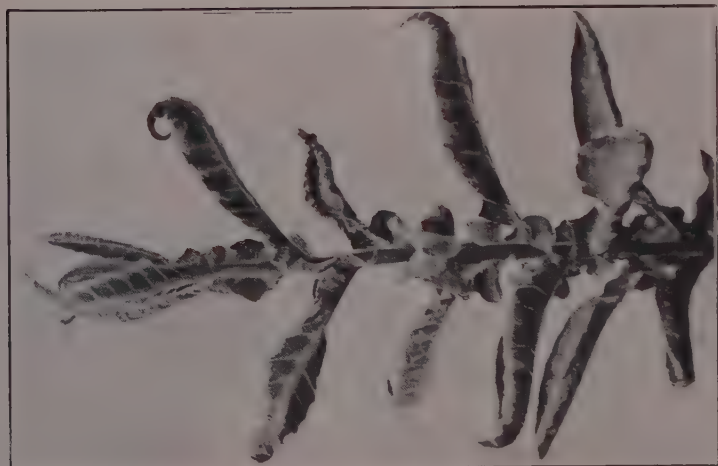


Figura 22 — *Nicotiana tabacum* var. *Amarelinho*. (Flores de planta afetada ao lado de flores de planta sadia).



Nicotiana glauca var. *Creola*.
(Planta afetada pela forma enro-
lamento, vista por cima).

Figura 24



Nicotiana glauca var. *Creola*.
(Planta afetada pela forma enro-
lamento).

Figura 23



Figura 25 — *Nicotiana tabacum* var. *Creoula*. (Fólias de plantas afetadas pela forma enrolamento, vistas pela face superior).

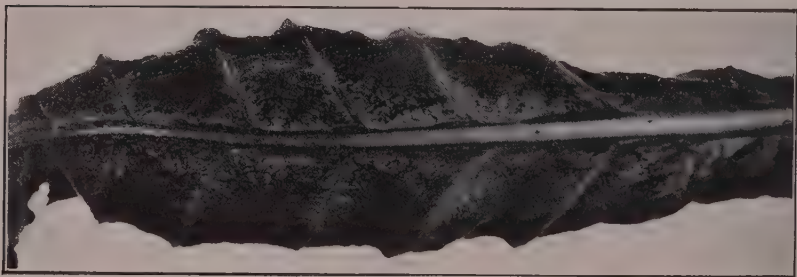


Figura 26 — *Nicotiana tabacum* var. *Creoula*. (Fólia afetada pela forma enrolamento, vista pela face inferior).

vexos. As nervuras principais e secundárias das folhas que apresentam rugosidade são tortuosas. Vistas pela face dorsal da folha mostram um aspecto grosseiro e são translúcidas. Em certos casos, pequenos comprimentos das nervuras de terceira ordem apresentam uma côr verde carregada, o que pode ser facilmente percebido olhando-se a folha contra a luz. A presença de excrescências foliares tem sido observada em certos casos. Nas flores, os sintomas são bem acentuados, apresentando-se o cálice e a corola bastante corrugados.

Forma enrolamento : esta forma de moléstia é mais rara do que a forma rugosa. Só foi observada nas localidades de Bragança e Limeira. As plantas afetadas sofrem uma redução no porte, e as folhas, ao contrário da forma rugosa, fazem um ângulo mais agudo com a parte superior da haste em comparação com aquêle de plantas sadias. O sintoma mais notável nesta forma é o enrolamento dos bordos da folha para a face ventral ; o ápice da folha arqueia-se para cima num plano vertical, curvando-se em direção à haste ; o verde da folha é, geralmente, de um aspecto vidrado na face ventral, ao passo que, na face dorsal, as áreas intercostais mostram a presença de tecidos anormais com aparência esponjosa e de côr verde escura. Além disso, as folhas são quebradiças e apresentam excrescências foliares ao longo da nervura principal. Estas têm vários centímetros de comprimento e cêrca de um milímetro de altura. As flores destas plantas não foram examinadas.

Etiologia

Julgamos que esta é uma moléstia de vírus, apesar de terem falhado as nossas tentativas de transmissão por enxertia. A possibilidade de se tratar de danos causados por ácaros ou outros insetos foi levada em consideração, mas não observamos nada que o comprovasse. Existe também a possibilidade de se tratar de uma moléstia fisiológica, mas as observações efetuadas não apoiam esta hipótese.

Contrôle

Dado o nosso desconhecimento a respeito da causa desta moléstia, torna-se difícil sugerir medidas de contrôle. O arrancamento das plantas atacadas e sua destruição é a única medida aconselhável neste caso. A rotação de cultura também.

LITERATURA CITADA

1. **Brieger, F. G. e outros.** Ensaio de épocas de transplante para o fumo. *Bragantia* 2 : 295-312. 1942.
2. **Costa, A. S. e R. Forster.** A transmissão mecânica de vira-cabeça por fricção com suco. *Inst. Agronômico. Bol. técn.* 50 : 1-15. 1939.
3. **Costa, A. S. e R. Forster.** Uma suspeita de vírus do fumo (*Nicotiana tabacum* L.) semelhante a "Leaf curl", presente no Estado de São Paulo. *Jornal de Agronomia, Piracicaba* 2 : 295-302. 1939.
4. **Costa, A. S., A. R. Lima e R. Forster.** Necrose branca — uma moléstia de vírus do fumo (*Nicotiana tabacum* L.) e "fumo couve" como sintoma tardio. *Jornal de Agronomia, Piracicaba* 3 : 1-26. 1940.
5. **Costa, A. S. e R. Forster.** Identidade do vírus de vira-cabeça e sua inclusão no grupo do vírus do "spotted-wilt". *Bragantia* 1 : 491-516. 1941.
6. **Costa, A. S. e R. Forster.** Nota sobre a moléstia de vírus do fumo denominada faixa das nervuras. *Bragantia* 2 : 55-82. 1942.
7. **Costa, A. S. e outros.** Contribuição para o conhecimento da distribuição geográfica das moléstias do fumo do Estado de São Paulo. *Revista de Agricultura*. 17 : 237-256. 1942.
8. **Fawcett, G. L.** Enfermedades del tabaco y de los tomates. *Em Memoria anual del año 1933. Rev. Ind. y Agric. Tucuman* 24 : 35-36. 1934.
9. **Fawcett, G. L.** Tabaco. *Em Memoria anual del año 1934. Rev. Ind. y Agric. Tucuman* 25 : 153-154. 1935.
10. **Fawcett, G. L.** Enfermedades del Tabaco. *Em Memoria anual del año 1936. Rev. Ind. y Agric. Tucuman* 27 : 31-32. 1936.
11. **Fawcett, G. L.** Enfermedades del tomate y del tabaco. *Em Memoria anual del año 1938. Rev. Ind. y Agric. Tucuman* 29 : 37-38. 1939.
12. **Fawcett, G. L.** Enfermedades de los tomates. *Em Memoria anual del año 1941. Rev. Ind. y Agric. Tucuman* 32 : 41-45. 1942.
13. **Forster, R. e A. S. Costa.** Nota preliminar sobre a moléstia vira-cabeça do fumo. *Inst. Agronômico. Bol. técn.* 38 : 1-12. 1938.
14. **Holmes, F. O.** Strain of tobacco resistant to tobacco mosaic. *Abst. in Phytopath.* 28 (1) : 9. 1938.
15. **Johnson, E. M.** Virus diseases of tobacco in Kentucky. *Kentucky Agr. Exp. Sta. Bull.* 306 : 289-415. 1930.
16. **Johnson, J.** Tobacco streak, a virus disease. *Phytopathology* 26 : 285-292. 1936.
17. **Kramer, M. e Karl Silberschmidt.** A "faixa das nervuras", uma doença de vírus do fumo encontrada no Estado de São Paulo. *Arquivos do Instituto Biológico* 11 : 165-187. 1940.
18. **Lima, A. R. e A. S. Costa.** Variedades de fumo resistentes a vira-cabeça. *Rev. de Agricultura* 15 : 133-140. 1940.
19. **Magee, C. J., W. L. Morgan e A. N. Johnston.** Control of spotted-wilt of tomatoes. *J. Aust. Inst. Agric. Sci.* 8 : 115-117. 1942.
20. **Moore, E. S.** The Kromneck or Kat River Disease of Tobacco and Tomato in the East Province (South Africa). *Union of South Africa Dept. of Agr. Sc. Bull.* 123 : 1-28. 1933.
21. **Silberschmidt, K.** O mosaico do fumo. *O Biológico* 2 : 381-383. 1936.
22. **Silberschmidt, K.** A doença "vira-cabeça" do fumo. *O Biológico* 3 : 182-183. 1937.

ALGUNS FUNGOS DO BRASIL III

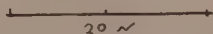
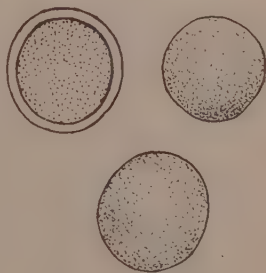
USTILAGINALES

(Com 4 figuras no texto e 10 estampas)

A. P. Viégas

Ustilaginaceæ

CINTRACTIA LEUCODERMA (Bèrk.) P. Henn. **2109** — Sôbre *Rynchospora* sp., leg. G. P. Viégas, brejo, Guaratinguetá, Est. de São Paulo, 24 de março de 1942. **2619** — Sôbre *Rynchospora* sp., leg. P. Vageler, vargem do Paraíba, S. José dos Campos, Est. de São Paulo, 19 de novembro de 1938. **2749** — Sôbre *Rynchospora corymbosa* (L.) Britton, leg. G. P. Viégas, brejo, Guaratinguetá, Est. de São Paulo, 24 de março de 1942. **3143** — Sôbre *Rynchospora* sp., A. P. Viégas, Campo Grande, Campinas, Est. de São Paulo, 19 de outubro de 1939. **3164** — Sôbre inflorescências de *Rynchospora* sp., leg. A. P. Viégas, Campo Grande, brejo da Faz. Moro, Campinas, Est. de São Paulo, 24 de outubro de 1939. **3228** — Sôbre *Rynchospora* sp., leg. A. P. Viégas, brejo da Faz. Moro, Campo Grande, Campinas, Est. de São Paulo, 30 de outubro de 1939. **3326** — Sôbre inflorescências de *Rynchospora* sp., leg. A. P. Viégas, estufa, sede, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 19 de dezembro de 1939. **Nota:** — Plantas atacadas foram trazidas do campo e plantadas em estufa, aí produzindo inflorescências atacadas pelo carvão. É um dos poucos carvões que se podem manter em estufa por longo tempo. **3843** — Sôbre *Rynchospora* sp., leg. Josué Deslandes, Inst. de Pesquisas Agronômicas, Recife, Est. de Pernambuco, fevereiro de 1940. Deslandes n.º 824. Acêrca desta espécie, consultar Viégas (31).



CINTRACTIA PERIBEBUYENSIS (Speg.)

Sawada. Soros à maturidade pulverulentos, negros, nas inflorescências. Clamidosporos (Fig. 1), 10-13 μ , globosos ou angulosos, de

parede de 1 μ de espessura, fusca, lisa; protoplasma granuloso. **2995** — Sôbre inflorescências de *Cyperus* sp., leg. A. P. Viégas e H. P. Krug,

Fig. 1 — *Cintractia peribebuyensis* (Speg.) Sawada

Restinga do Cabo Frio, Cabo Frio Est. do Rio de Janeiro, 16 de outubro de 1938. **Nota:** — As espiguetas atacadas não se diferenciam das saudáveis, senão pela sua cor um pouco mais avermelhada. As glumas recobrem os soros e somente à maturidade é que estes se rompem. Nem todas as espiguetas de uma panícula são afetadas.

MYCOSYRINX *CISSI* (DC.) Beck. Soros negros nos ovários (Est. I, a), recobertos pela parede ovariana (Est. I, b), rompendo-se à maturidade, libertando massa pulverulenta de esporos. Clamidosporos, primeiro hialinos, bicelulares, juxtapostos ao longo de sua parede divisória (Est. I, c). À maturidade a parede exterior, rijá, lisa, pardo-escura, de 1 μ de espessura tem a forma de um capacete de aço. As duas metades do esporo permanecem por longo tempo unidas apenas por essa parede hialina, mas podem separar-se com facilidade. Medem os esporos, quando maduros, isto é, quando separados, 22-24 x 18-20 μ . **634** — Sobre inflorescências de *Cissus* sp., leg. F. C. Hoehne, ilha de S. Sebastião, Est. de S. Paulo, 30 de abril de 1935. **2832** — Sobre *Vitis sicyoides* Miq., leg. Kuhlmann e A. Gehrt, estrada para Juquiá, Serraria da Serra, Est. de Minas Gerais, 17 de março de 1939. **Nota:** — Herbário Inst. Bot. Est. de São Paulo, n. 40.078. **Nota:** — Acerca da espécie, consultar: (11, 12, 25, 26, 27).

SOROSPORIUM *REILIANUM* (Kuehn) Mc Alpine. Este organismo ataca as inflorescências masculinas e femininas do milho. Os seus clamidosporos (Fig. 2, b) são **ferrugíneos**, escuros e maiores do que os de *Ustilago zeæ* (Beckm). Unger. Damos, aqui, desenhos de clamidosporos, feitos na mesma escala, de ambas as espécies (Fig. 2, a, b). A seguinte tabela auxiliará a separação correta de ambas:

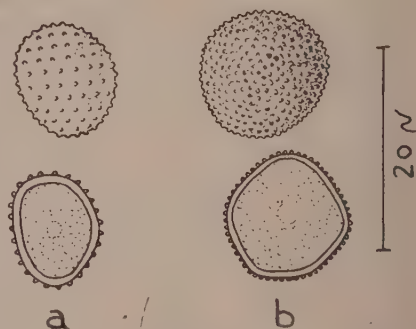


Fig. 2 — *Sorosporium reilianum* (Kuehn) Mc Alpine.

| <i>USTILAGO</i> <i>ZEÆ</i> | <i>SOROSPORIUM</i> <i>REILIANUM</i> |
|--|-------------------------------------|
| I. Clamidosporos esverdeados | Clamidosporos ferrugíneos |
| II. Equinulações mais ou menos afastadas umas das outras | Equinulações juntas |
| III. 10,5 x 11 μ | 13 x 14 μ |

190 — Sobre inflorescências masculinas de *Zea mays* L. var. cristal, linhagem 340, (milho), leg. A. P. Viégas, Faz. Sta. Elisa, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 13 de dezembro de 1933. **185** — Sobre *Zea mays* L. var. amarelo, leg. A. P. Viégas, Faz. Sta. Elisa, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 21 de dezembro de 1933. **3256** — Sobre *Zea mays* L., leg. Olavo J. Boock, Monjolo, Cunha, Est. de São Paulo, 17 de fevereiro de 1940. **3626** — Sobre *Zea mays* L., leg. R. O. Reinhardt, rua Major Solon, 1146, Campinas, Est. de São Paulo, 30 de janeiro de 1941. **3842** — Sobre *Zea mays* L., leg. A. Oliveira Lima, Itaguara, Itaúna, Est. de Minas Gerais, outubro de 1941. **3867** — Sobre espigas de *Zea mays* L., leg. A. Oliveira Lima, Itaguara, Itaúna, Est. de Minas Gerais, 7 de agosto de 1941. **Nota:** — Acerca da espécie, consultar (5, 18).

SPHACELOTHECA BICORNIS (P. Henn.) Zundel. Soros (Est. II, a; Est. III, b) ocasionando crescimento excessivo das brácteas e outras peças das inflorescências. Recobrimdo-os, existe uma falsa membrana avermelhada (**19, 32**) (observação do autor), composta de células que se reúnem em grupos, células essas quase que do mesmo tamanho que os clamidosporos (**32**). Clamidosporos globosos ou globoso-elípticos, verrucosos (Est. III, c), 8-12 μ de diâmetro, pardo-avermelhados, que, à germinação, emitem promicélio clavulado, hialino, de 20 μ de comprimento, septando-se transversalmente à meia altura e cuja célula distal pode brotar irregularmente produzindo esporídias primárias (Est. III, d), as quais podem, por sua vez, germinar de novo, originando esporídias secundárias, menores, globosas, de 3-5 μ de diâmetro (Est. III, e). **3330** — Sobre inflorescência de *Andropogon bicornis* L. (rabo de vaca, rabo de boi, rabo de burro), leg. A. P. Viégas, brejo, Corumbataí, Est. de São Paulo, 8 de maio de 1940. **1911** — Sobre inflorescências de *Andropogon bicornis* L., leg. A. S. Costa, Faz. S. Pedro da Cascatã, Itatiba, Est. de São Paulo, 19 de julho de 1936. **3685** — Sobre *Andropogon bicornis* L., leg. Josué Deslandes, S. Bento e Nova Iguaçu, Est. do Rio de Janeiro, 30 de janeiro de 1941. **Nota:** — Deslandes n.º 1318. **Nota:** — O carvão já foi constatado em: Campo Belo (**7, 19**), Nova Friburgo (**14**) Est. do Rio de Janeiro; Blumenau (**8**), em Sta. Catarina; Manaus (**15**) Est. de Amazonas. A espécie foi pela primeira vez descrita por Hennings (**7**) como *Ustilago bicornis* P. Henn.

SPHACELOTHECA HYDROPIPERIS (Schum.) De Bary. **3613** — Sobre *Polygonum acre* H. B. K., (herva de bicho), leg. Josué Deslandes,

Prata, Teresópolis, Est. do Rio de Janeiro, 17 de setembro de 1940.

Nota: — Deslandes n.º 1179.

SPHACELOTHECA SORGI (Link) Clinton. Soros numerosos desenvolvendo-se nos ovários, afetando tôdas as panículas (Est. IV, a), de início ovóides, (Est. IV, b), à maturidade cilíndricos (Est. IV, c, d), primeiro fechados, 10-12 mm de comprimento, 2-3 mm de diâmetro, de cor branca, rasgando-se à maturidade no tôpo (Est. IV, d), libertando a massa negra e pulverulenta de esporos. Columela central, sólida, angulosa, não raro ramificada no ápice (Est. IV, e). Parede de Soros membranácea, branca, opaca, gelatinosa quando úmida, formada de células poliédricas, de paredes também gelatinosas, hialinas, estreitamente unidas entre si (Est. IV, f), de 5-13 μ de diâmetro. Esporos globosos, lisos, pardo-escuros, 5-8 μ de diâmetro (Est. IV, h), por vezes em falsas cadeias (Est. IV, g). **542** — Sobre inflorescências de *Sorghum vulgare* L., (sorgo), leg. Josué Deslandes, Est. do Rio de Janeiro, 20 de novembro de 1934. **3371** — Sobre *Sorghum halepense* (L.), leg. Josué Deslandes, Est. Exp. de St. Antônio, Maranguape, Est. do Ceará, outubro de 1938. **Nota:** — Deslandes n.º 140.

SPHACELOTHECA VIEGASIANA Zundel. **2554** — Sobre *Trichachne sacchariflora* (Raddi) Nees, (capim amargoso), leg. A. P. Viégas, terreno baldio, Campinas, Est. de São Paulo, 5 de outubro de 1938. **Nota:** — A espécie foi descrita por Zundel (**33**), como nova. É deveras interessante êsse fato, porquanto êste carvão é um dos mais frequentes aqui em nosso Estado. Os Soros são negros, de início camuflados pelas bainhas das folhas (Est. V, a), mais tarde aparecendo sob a forma de pendão mais ou menos longo, recoberto por membrana pardacenta, que se desintegra, ou se abre em fiapos. No centro dos Soros há uma columela e, em tôrno desta, se agrega a massa de clamidosporos. Clamidosporos (Est. V, b) esféricos ou angulosos, lisos, 7-8 μ de diâmetro, pardo-oliváceos, germinando por promicélio hialino, septado, de 2 μ de diâmetro (Est. V, c, d, e). Fusão das esporídias primárias ocorre com frequência por meio de ganchos de 1, 5-2 μ de diâmetro. Os clamidosporos germinam com facilidade em agar simples à temperatura de laboratório. Também o organismo pode ser cultivado em agar de batatinha. As colônias são brancas, pulverulentas e produzem conídias em abundância, conídias essas de forma assaz variável. O fungo é de valor como material de ensino. Aconselhamo-lo aos professores de nossas escolas como ótimo exemplo, não somente no que diz respeito à moléstia que ocasiona, como também como belo material para demons-

tração dos fenômenos referentes à germinação, fases nucleares, anomalias encontradas por ocasião do desenvolvimento do promicélio, etc. Tentativas levadas a efeito, visando obter plantas afetadas em estufa, deram os seguintes resultados: nas caixas contrôles, semeadas com aquênios provenientes de sementes de plantas sadias, tôdas as inflorescências apareceram normais. O mesmo sucedeu com as plantas obtidas de planta afetadas. Assim, o carvão parece não ir via semente.

2023 — Sobre *Trichachne sacchariflora* (Raddi) Nees, (capim amargoso), leg. H. V. Bittencourt, Est. Exp. de Pindorama, Pindorama, Est. de São Paulo, abril de 1937. **2126** — Sobre *Trichachne sacchariflora* (Raddi) Nees, leg. O. Zagatto, Est. Exp. de Pindorama, Pindorama, Est. de São Paulo, 26 de novembro de 1937. **2656** — Sobre *Trichachne sacchariflora* (Raddi) Nees, leg. A. S. Costa, Est. Exp. de Ribeirão Preto, Ribeirão Preto, Est. de São Paulo, 15 de novembro de 1938. **3030** — Sobre *Trichachne sacchariflora* (Raddi) Nees, leg. A. S. Costa, Est. Exp. de Ribeirão Preto, Ribeirão Preto, Est. de São Paulo, 16 de novembro de 1938. **3092** — Sobre *Trichachne sacchariflora* (Raddi) Nees, leg. G. P. Viégas, pasto, Sorocaba, Est. de São Paulo, 1.º de agosto de 1939. **3144** — Sobre *Trichachne sacchariflora* (Raddi) Nees, leg. G. P. Viégas, Est. Exp. de Pindorama, Pindorama, Est. de São Paulo, 16 de outubro de 1939. **3536** — Sobre inflorescências de *Trichachne sacchariflora* (Raddi) Nees, leg. A. P. Viégas, rua Benjamim Constant entre Barão de Jaguará e Francisco Glicério, Campinas, Est. de São Paulo, 4 de novembro de 1940. **3750** — Sobre inflorescências de *Trichachne sacchariflora* (Raddi) Nees, leg. Josué Deslandes, S. João da Boa Vista, Est. de São Paulo, 23 de abril de 1941. **3846** — Sobre inflorescências de *Trichachne sacchariflora* (Raddi) Nees, leg. Josué Deslandes, Est. Exp. de Alagoíinha, Alagoíinha, Est. da Paraíba, março de 1940. **Nota:** — Deslandes n.º 855. **4074** — Sobre inflorescência de *Trichachne sacchariflora* (Raddi) Nees, leg. A. P. Viégas, terreno baldio, rua Sacramento, Campinas, Est. de São Paulo, 19 de outubro de 1938.

USTILAGO BRASILIENSE Zundel. Soros nos ovários, em grupos, (Est. VI, a), negros, lisos, brilhantes, alcançando 2-3 mm de diâmetro, globosos, piriformes ou comprimidos lateralmente, providos de um pequeno apículo distal (Est. VI, b), ou umbilicados, isolados, ou mais ou menos aglutinados entre si. Na maioria dos casos apresentam-se presos entre as duas brácteas florais (Est. VI, c, d) e nas áreas em que as brácteas se aplicam (Est. VI, c) os soros se comprimem dando-nos impressão de serem lobados. Columela ausente. Membrana (Est. VI, e) rijá, córnea

subcuticular quando sêca, espêssa de 120 μ , de textura intrincata, formada de células de paredes gelatinosas, estreitamente unidas que não tomam os corantes com facilidade (Est. VI, f). Nas porções mais internas há resquícios de tecidos da planta entre as células da membrana. Clamidosporos globosos, fuscus, equinulados, 6-6,5 μ de diâmetro (Est. VI, g), em massa de côr esverdeada. **2834** — Sôbre *Panicum rivulare* Trian., leg. A. Gehrt., brejo Pirajussara, Est. de São Paulo, 19 de fevereiro de 1939. **2630** — Sôbre inflorescências de *Panicum* sp., leg. A. Gehrt., Pirajussara, Est. de São Paulo, 19 de fevereiro de 1939.

USTILAGO DACTYLOCTAENIOPHILA P. Henn. Soros nos ovários. Os ovários crescem pela invasão do parasita e se recobrem por uma película constituída por tecidos da planta e hifas do fungo. Hifas hialinas,

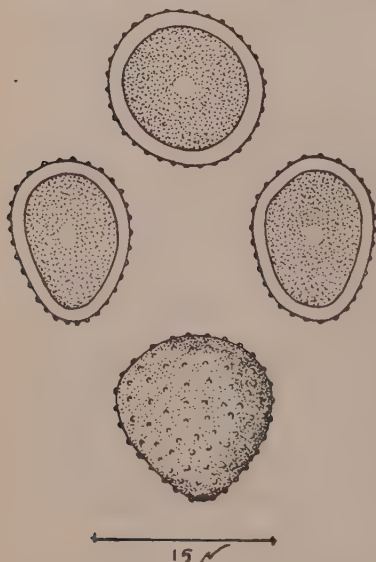


Fig. 3

Ustilago dactylocteniophila P. Henn.

septadas, lisas, de 4 μ de diâmetro.

A película recobre massa negra e pulverulenta de clamidosporos. Clamidosporos 8-9 x 13-14 μ , globosos, um tanto angulosos, fuscus, de parede relativamente espêssa, equinuladas (Fig. 3), sendo que as equinulas só podem ser observadas em grande aumento do microscópio. Germinação e cultura do organismo desconhecidas. **3834** — Sôbre inflorescências de *Dactyloctenium* sp., leg. Josué Deslandes, Alagoíinha, Est. da Paraíba, março de 1940. **Nota:** — Deslandes 721. A espécie foi primeiramente descrita por Hennings (10), a partir de material coletado por Ule, no Rio de Janeiro. De acôrdo com êsse autor, os clamidosporos seriam lisos. Não pudemos examinar o material tipo Ule n.º

1064, mas, pelas medidas dos esporos e outros caracteres dados na breve diagnose, não temos dúvidas quanto à identidade do espécime agora coletado na Paraíba por Deslandes, sob. n.º 721. *Ustilago dactyloctenii* P. Henn., é da África (23), pág. 20. Consultar (22).

Ustilago panici-geminati n. sp. Soros globosos, pardacentos, de superfície áspera, enrugada, nos ovários, alcançando 3-3,5 mm de diâmetro. Clamidosporos, 8-11 x 8-9 μ , fuscus, globosos, ou mesmo um tanto alongados, equinulados, (Fig. 4). Membrana envolvente mais ou menos espessa, formada pelos tecidos atacados de planta suscetível.

3853—Sobre inflorescências de *Panicum geminatum* Forsk, leg. Josué Deslandes, Est. Exp. de Alagóinha, Alagóinha, E. da Paraíba, março de 1940. **Nota:**—Deslandes n.º 881. A espécie difere de *U. brasiliense* Zundel pela aparência geral dos soros, pela aspereza da sua superfície e, finalmente, pelos clamidosporos que são do dôbro do diâmetro que os de *U. brasiliense* Zundel.

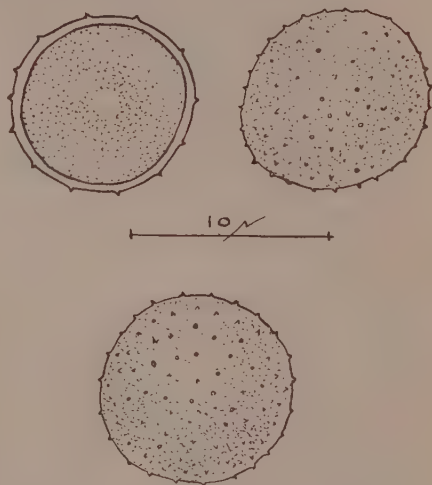


Fig. 4 — *Ustilago panici-geminati* n. sp.

Soris globosis, brunneis, asperatis, 3-3,5 mm diam., in ovariis. Sporis 8-11 x 8-9 μ , globosis vel subglobosis, vel ellipsoideis, echinulatis, fuscis. Membrana involventi falsa, ex cellulis plantae susceptibilis composita, fusca, crassa, aspera. In inflorescentiis Panici geminati Forsk, leg. Josué Deslandes, Est. de Alagoinha, Alagoinha, Prov. Paraíba, Brasilæ, Amer. Austr., Mars. 1940. Typus sub eodem numero in Herbario I. A., Campinas. Germinatio ignota.

USTILAGO TRITICI (Pers.) Jensen. Soros nas inflorescências, negros, pulverulentos, destruindo as espiguetas, só poupando cerdas e raquis. Clamidosporos globosos ou subglobosos, pardos, 6-7 x 5-6 μ , equinulados. **226** — Sobre *Triticum aestivum* L. var. Sta. Helena, (trigo), leg. A. P. Viégas, sede, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, (ensaio de variedades), 1.º de setembro de 1933. **249** — Sobre *Triticum aestivum* L. var. San Martin, leg. A. P. Viégas, sede, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 19 de setembro de 1933. **257** — Sobre espigas de *Triticum aestivum* L. var. Sta. Helena, leg. A. P. Viégas, sede, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 26 de setembro de 1933. **4115** — Sobre espigas de *Triticum aestivum* L. var. pusa 4, leg. G. P. Viégas, S. Bento do Sapucaí, Est. de São Paulo, 4 de agosto de 1942.

USTILAGO ZEAE(Beckm.) Unger. Soros globosos, de dimensões assaz variáveis, mais comumente encontrados atacando os grãos da espiga, mas, às vezes, ocorrendo nas inflorescências masculinas e mesmo nos tecidos foliares do milho. Os soros são branco-cinzentos, quando frescos um tanto brilhantes, moles ao tato, rompendo-se à maturidade de modo irregular, libertando massa negra de esporos. Nas espigas atacadas, a palha abre-se sob a pressão dos soros em desenvolvimento, produzindo pseudo-fasciação do órgão. Nas inflorescências masculinas atacadas os soros são de dimensões menores, piriformes ou em forma de chifre. Nos tecidos foliares só são encontrados em linhagem de *Zea mays* L. altamente suscetíveis. Quando novos, os soros são brancos no seu interior. Com o diferenciar dos clamidosporos, a parte central torna-se gradativamente mais escura. À maturidade é negra, opaca. Nas espigas afetadas apenas uns tantos grãos se tornam herniados pelo parasita. Nisto *U. zeae* difere do *Sorosporium reilianum*, outro carvão do milho também relativamente comum entre nós (ver esta última espécie para outros caracteres diferenciais). Os clamidosporos de *U. zeae* são globosos ou subglobosos, $10.5 \times 11 \mu$, de cor parda, parede relativamente espessa, esparsamente equinulados. **11** — Sobre *Zea mays* L., (milho), leg. A. P. Viégas, Faz. Sta. Elisa, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 7 de março de 1933. **41** — Sobre *Zea mays* L. var. Reids yellow dent, leg. A. P. Viégas e C. A. Krug, Faz. Sta. Elisa, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 3 de fevereiro de 1934. **331** — Sobre *Zea mays* L. var. forrageiro, leg. C. A. Krug, sede, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 22 de janeiro de 1934. **335** — Sobre *Zea mays* L. var. amparo, linhagem **49a**, leg. E. A. Graner, sede, I. A. Campinas, Est. de São Paulo, 31 de janeiro de 1934. **3118** — Sobre *Zea mays* L., Leg. G. P. Viégas, Faz. Sta. Elisa, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 24 de setembro de 1939. **3207** — Sobre *Zea mays* L., leg. P. A. Coelho, plantação de milho, Piracicaba, Est. de São Paulo, 15 de janeiro de 1940. **3304** — Sobre *Zea mays* L., leg. Cecília P. Viégas, Mercado Municipal, Campinas, Est. de São Paulo, 20 de março de 1940. **3732** — Sobre *Zea mays* L., leg. O. Zagatto e W. Vosgrau, sede, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 4 de fevereiro de 1941. **3734** — Sobre *Zea mays* L., leg. Djalma de C. Bittencourt, rua Lusitana, 1838, Campinas, Est. de São Paulo, 21 de março de 1941. **3766** — Sobre *Zea mays* L., leg. João Bianchi, sede, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 18 de março de 1941. **4156** — Sobre *Zea mays* L., (milho cateto), leg. Augusto Gerht, Pinheiros, São Paulo, Est. de São Paulo, 5 de março de 1943. **2785** — Sobre *Euchlaena mexicana* Schrad.,

(teosinto), leg. G. P. Viégas, Faz. Sta. Elisa, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 10 de março de 1939. Como se vê, o carvão ataca não somente o milho, mas o teosinto também, mostrando com isso que essas duas gramíneas são bem próximas entre si. Ocorre em tôdas as Américas. As referências que possuímos (1, 2, 3, 5, 6, 7, 13, 17, 20, 24) sôbre a distribuição do organismo no continente Sul-Americano são muito incompletas.

Tilletiaceae

ENTYLOMA AUSTRALE Speg. **2594** — Sôbre fôlhas de *Physalis peruviana* L., (juá de capote), leg. A. S. Costa e J. Kiehl, depósito, Secção de Raízes e Tubérculos, São Paulo, Est. de São Paulo, 18 de novembro de 1938. **2795** — Sôbre *Physalis peruviana* L., leg. A. S. Costa e J. Kiehl, Cascata, Est. de São Paulo, 14 de dezembro de 1939. **2971** — Sôbre *Physalis* sp., leg. A. P. Viégas, sertão, Cunha, Est. de São Paulo, 14 de abril de 1939. **3435** — Sôbre *Physalis* sp., leg. S. C. Arruda, São Paulo, Est. de São Paulo, 21 de junho de 1938. **Nota:** — n.º 2947 — Herb. do I. Biológico. **3436** — Sôbre *Physalis* sp., leg. A. A. Bitancourt, São Paulo, Est. de São Paulo, 6 de março de 1938. **Nota:** — n.º 2899 — Herb. do I. Biológico.

ENTYLOMA CALENDULAE (Oud.) De Bary forma *bidentis* Viégas **2082** — Sôbre fôlhas de *Bidens pilosa* L., (picão), leg. A. P. Viégas, ensaio de sombreamento, Faz. Sta. Elisa, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 21 de maio de 1942. **2122** — Sôbre fôlhas de *Bidens pilosa* L., leg. A. P. Viégas, valeta, Av. Brasil, Campinas, Est. de São Paulo, 6 de janeiro de 1942. **2555** — Sôbre *Bidens pilosa* L., leg. A. P. Viégas e A. S. Costa, Faz. Sta. Elisa, I. A., Campinas, Est. de S. Paulo, 4 de novembro de 1938. **2620** — Sôbre *Bidens pilosa* L., leg. A. S. Costa e outros, Est. Exp. de Ubatuba, Ubatuba, Est. de São Paulo, 23 de novembro de 1938. **2657** — Sôbre *Bidens pilosa* L., leg. A. P. Viégas, Chácara da Gruta, Americana, Est. de São Paulo, 12 de dezembro de 1938. **2731** — Sôbre *Bidens pilosa* L., leg. A. P. Viégas, Est. Exp. de Ribeirão Preto, Ribeirão Preto, Est. de São Paulo, 19 de janeiro de 1939. **2851** — Sôbre *Bidens pilosa* L., leg. A. S. Costa, Faz. do sr. Nicolau Turnin, Taubaté, Est. de São Paulo, 9 de maio de 1939. **2868** — Sôbre *Bidens pilosa* L., leg. A. P. Viégas, Faz. Sta. Elisa, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 30 de maio de 1939. **2890** — Sôbre *Bidens pilosa* L., leg. A. P. Viégas, Largo da Estação, Suzano, Estr. de Ferro Central do Brasil, Est. de São Paulo, 15 de abril de 1939. **2980** — Sôbre *Bi-*

dens pilosa L., leg. A. P. Viégas, Faz. Sta. Elisa, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 31 de março de 1939. **3064**—Sobre *Bidens pilosa* L., leg. A. P. Viégas, Águas da Prata, Est. de São Paulo, 21 de dezembro de 1941. **3090** — Sobre *Bidens pilosa* L., leg. O. T. Mendes, Est. Exp. de Pindorama, Pindorama, Est. de São Paulo, 28 de novembro de 1938. **3668** — Sobre *Bidens pilosa* L., leg. A. P. Viégas, Faz. Sta. Elisa, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 20 de janeiro de 1940. **3678** — Sobre *Bidens* sp., Est. Exp. de Alagoíinha, Alagoíinha, Est. da Paraíba, leg. Josué Deslandes, julho de 1937. **Nota:** — Deslandes n.º 20. **3818** — Sobre *Bidens pilosa* L., leg. Josué Deslandes, Bananeiras, Est. da Paraíba, setembro de 1939. **Nota:** — Deslandes n.º 504. **3929** — Sobre folhas de *Bidens pilosa* L., leg. A. P. Viégas, Águas da Prata, Est. de São Paulo, 21 de fevereiro de 1941. **3939** — Sobre folhas de *Bidens pilosa* L., leg. A. P. Viégas, Venda Nova, Belo Horizonte, Est. de Minas Gerais, 20 de junho de 1941. **4127** — Sobre folhas de *Bidens pilosa* L., leg. A. P. Viégas, Parque da Faculdade de Medicina, Belo Horizonte, Est. de Minas Gerais, 14 de janeiro de 1943. **Nota:** — Este organismo é comuníssimo em Minas, como em S. Paulo. **3038** — Sobre folhas de *Compositæ*, leg. A. S. Costa, estrada de rodagem de Guaratinguetá a Cunha. Est. de São Paulo, 10 de março de 1939.

ENTYLOMA CALENDULAE (Oud.) De Bary forma *dahliae* Viégas **3434** — Sobre *Dahlia* sp., leg. A. A. Bitancourt, Faculdade de Medicina, São Paulo, Est. de São Paulo, 24 de abril de 1939. **Nota:** — n.º 3275 — Herb. do I. Biológico. **4001** — Sobre folhas de Crisandália, leg. Carlos Tomás de Almeida, Est. Exp. de Agricultura, Belo Horizonte, Est. de Minas Gerais, 16 de fevereiro de 1940. **Nota:** — Carlos Tomás de Almeida n.º 224. **4196** — Sobre *Dahlia variabilis* L., (dália), leg. A. P. Viégas, Jardim do Palace Hotel, Poços de Caldas, Est. de Minas Gerais, 14 de maio de 1943.

✓ **Melanotænium brachiariae** n. sp. Soros negros, planos, intramatriciais, de contornos geométricos, alongados, isolados ou coalescentes, 5-10 mm de comprimento e 3-5 mm de diâmetro (Est. VII, a), anfégenos. Micélio intercelular, de 2-3 μ de diâmetro, gelatinizando-se cedo. Clamidosporos (Est. VII, b) globosos, angulosos, ou piriformes, 8-16 x 10-12 μ , lisos, fuscos, por vêzes apendiculados, intercelulares, isolados ou em cadeias. Epispório fusco, 2-3 μ de diâmetro. Os clamidosporos se alojam de preferência em tórno dos vasos, formando soros compactos em ambas as faces foliares, frequentemente unindo-se lateralmente e, neste caso, como que envolvendo o sistema condutor (Est. VII, c. d). **3694** — Sobre folhas vivas de *Brachiaria plantaginea*

(Link) Hitchc., leg. A. P. Viégas, Faz. Emílio Spina, Mogí-Mirim, Est. de São Paulo, 27 de fevereiro de 1941. Tipo.

Soris nigris, planis, intramatrixlibus, geometricis vel elongatis, isolatis vel coalescentibus, 5-10 mm long., 3-5 mm diam. Hyphæ intercellulares, 2-5 µ diam., collabentes. Chlamydosporis fuscis, lævibus, 8-16 x 10-12 µ, globosis, angulosis vel pyriformibus, appendiculatis, intercalariis, episporio 2-5 µ crassis vestitis. Germinatio ignota. In foliis vivis Brachiarie plantagineæ (Link.) Hitchc., leg. A. P. Viégas, Mogí-Mirim, Prov. St. Pauli, Brasilæ, Amer. Austr., 27 Febr. 1941. Typus sub eodem numero in Herbario I. A., Campinas.

3764 — Sobre folhas de *Brachiaria plantaginea* (Link) Hitch., leg. A. P. Viégas, Faz. Spina, Mogí-Mirim, Est. de S. Paulo, 30 de abril de 1941.

POLYSACCOPSIS HIERONYMI (Schr.) P. Henn. Em 1896, Hennings (7) publicou diagnose de *Urocystis hieronymi* Schroeter a partir de material coletado por G. Hieronymus e P. G. Lorentz, entre Santa Rosa e Carapari, na Bolívia, em 17-18 de junho de 1873. Dois anos mais tarde, Ule coletou e remeteu a Hennings um fungo em *Solanum*. Provinha de Nova Friburgo, Est. do Rio de Janeiro. Hennings (9), escrevendo uma nota rápida sobre o parasita, verificou ser idêntico a *Urocystis hieronymi* Schroeter. Não satisfeito com a inclusão que fizera do fungo, no gênero *Urocystis*, achou que um novo gênero deveria conter a ustilagínea, prometendo voltar a cuidar disto mais tarde. E assim o fez. Em 1889, descreveu o gênero *Polysaccopsis* (10). Hennings designou como tipo do gênero *Polysaccopsis hieronymi* (Schr.) P. Henn., coletado no Brasil, em 27 de janeiro de 1898, por Ule (n. 1083), em Nova Friburgo, Est. do Rio de Janeiro, em ramos de uma espécie de *Solanum*. As medidas dos esporos, etc., foram dadas antes, de material boliviano (7). Em 1904, o micologista alemão (14) refere-se a mais uma coleta feita por Ule, ainda em Nova Friburgo, em *Solanum argenteum*. As galhas seriam do tamanho de um pomo (maçã) (14). Dietel (4), ao rever a ordem Ustilaginales, reconhece o gênero *Polysaccopsis* P. Henn., separando-o de *Urocystis* por apresentar membrana envolvendo os soros. Diz que *P. hieronymi* não somente ocorre na Bolívia, mas também na Argentina (*). Até 1939, aquí no Brasil, o fungo só havia sido coletado no Estado do Rio de Janeiro. No ano passado, 1940, mais duas coletas foram feitas nas vizinhanças de Cunha, no Est. de São Paulo. Uma em 5 de julho de 1940, outra em 3 de outubro do mesmo ano. Com os materiais coletados nestas duas últimas épocas, tentamos germinar os clamidosporos de *P. hieronymi*. Os esporos (Est. VIII, a, d) (Est. IX, e) foram polvilhados em bacto-agar e em agar

(*) De acordo com informações que recebemos, por carta, da Sra. E. Hirschorn, Dietel aparentemente se enganou. A Sra. Hirschorn não conseguiu encontrar referência alguma acerca da ocorrência do carvão, na República Argentina.

de batatinha, à temperatura de laboratório; suspensão de esporos em água foi injetada em tubérculos e hastes de batatinha (*Solanum tuberosum* L.), e ainda em várias outras espécies do gênero. Em nenhum caso, conseguimos observar a germinação dos clamidosporos ou infecção das várias solanáceas inoculadas artificialmente. Três das nossas fotografias feitas por Ciro G. Teixeira foram recentemente reproduzidas por Zundel (34). As entumescências produzidas pelo carvão são grandes, e de forma vária. Ora globosas (Est. IX, f, g), ora alongadas, localizam-se quer nas hastes quer nos pedúnculos florais (Est. X). Cortados transversalmente (Est. IX, f), os soros exibem uma membrana exterior, branca, a qual envia ramificações ao interior dos soros, delimitando câmaras, que se enchem da massa negra e pulverulenta de clamidosporos. Medem os clamidosporos, que são formados de uma célula central fértil e de outras ao derredor, estéreis, 28-36 μ de diâmetro. A célula fértil, central, é de côr fusca, alcança 20-25 μ de diâmetro e 25-30 μ de comprimento (Est. VIII, a, d). Sobre *Solanum* sp., leg. A. P. Viégas e J. Kiehl, Alto da Serra, Monjolo, Cunha, Est. de São Paulo, 16 de abril de 1939. **3405** — Sobre ramos de *Solanum* sp., leg. O. J. Boock, Alto da Serra, Cunha, Est. de São Paulo, 5 de junho de 1940. **3499** — Sobre *Solanum* sp., leg. A. P. Viégas e outros, Alto da Serra, sertão, Cunha, Est. de São Paulo, 3 de outubro de 1940. **3729** — Sobre *Solanum* sp., leg. Kiehl, sertão, Cunha, Est. de São Paulo, 5 de março de 1941. **3736** — Sobre *Solanum* sp., leg. Olavo Boock, sertão, Cunha, Est. de São Paulo, 20 de março de 1941. **3781** — Sobre *Solanum* sp., Olavo Boock, sertão, Cunha, Est. de São Paulo, 25 de abril de 1941.

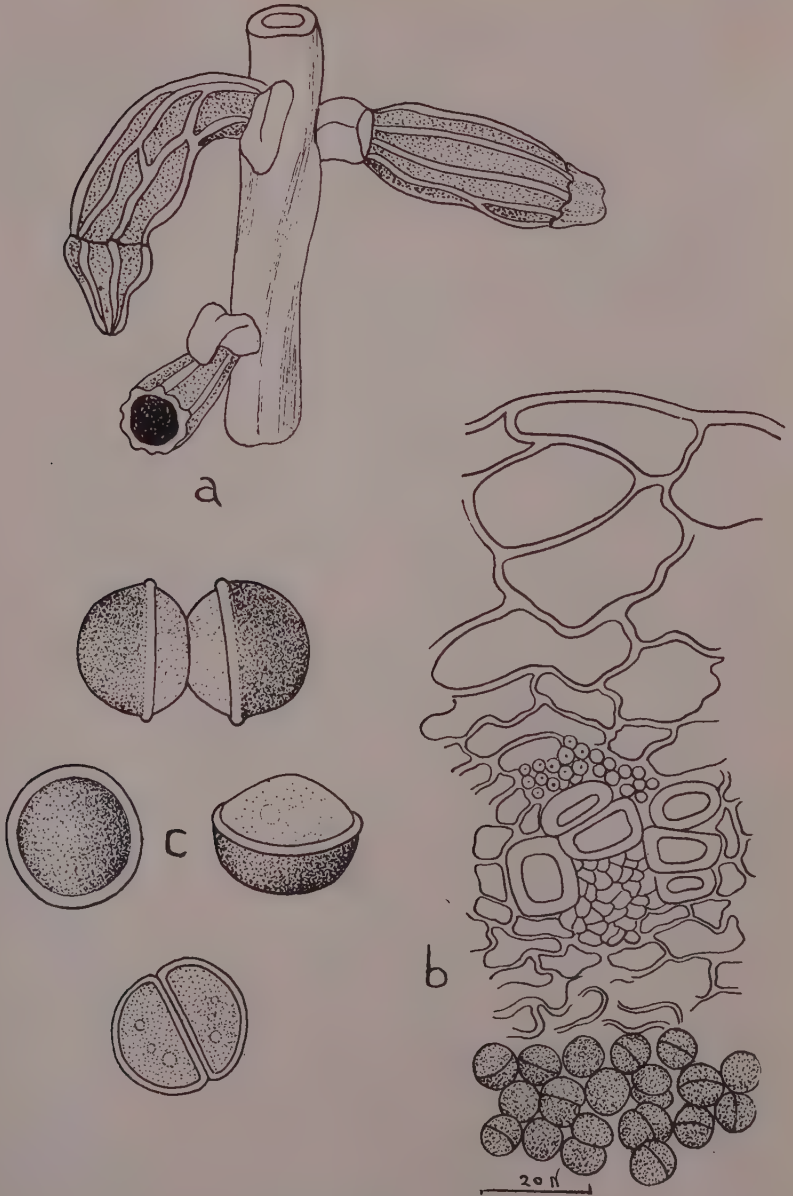
UROCYSTIS HYPOXIDIS Thaxter. **2723** — Sobre flores de *Hypoxis decumbens* L. var. *major* Seub., leg. A. P. Viégas, brejo ao lado da estrada, Jaguari, Est. de São Paulo, 30 de janeiro de 1939. **Nota:** — Sobre esta espécie, consultar Viégas (29, 30). **3229** — Sobre *Hypoxis decumbens* L. var. *major* Seub., leg. A. P. Viégas, estufa, I. A., Campinas, Est. de São Paulo, 29 de outubro de 1939.

LITERATURA CITADA

1. **Anônimo.** Condições da lavoura em fevereiro. Bol. Secr. Agr. Ind. e Com. do Est. S. Paulo. Ser. 2: 99. 1901.
2. **Anônimo.** Sobre uma espiga de milho doente. Bol. Secr. Agr. Ind. e Com. do Est. S. Paulo. Ser. 8: 73. 1907.
3. **Bitancourt, A. A.** Relação das doenças e fungos parasitas observados na Secção de Fitopatologia durante os anos de 1931 e 1932. Arquivos do Inst. Biológico 5: 185-196. 1934.

4. Dietel, P. Ustilaginales e Uredinales. Em Engler & Prantl. Die natürlichen Pflanzenfamilien 6 : 1-98, 2.^a edição, W. Engelmann, Leipzig, 1928.
5. Drummond, O. A. Doenças do milho. Ceres 1 : 478-482 fig. 1-7. 1940.
6. Hempel, A. As pragas importantes do milho no Est. de S. Paulo. Rev. do Museu Paulista 12 : 381-387. 1920.
7. Hennings, P. Beitrage zur Pilzflora Suedamerikas I. Hedwigia 35 : 202-262. 1896.
8. Hennings, P. Beitrage zur Pilzflora von Suedamerika II. Hedwigia 36 : 190-246. 1897.
9. Hennings, P. Die Gattung Diplothea Starb. sowie einige interessante und neue von E. Ule gesammelte Pilze aus Brasilien. Hedwigia 37 : 205-206. 1898.
10. Hennings, P. Neue von E. Ule in Brasilien gesammelte Ustilagineen und Uredineen. Hedwigia 38 : (65)-(71). 1899.
11. Hennings, P. Fungi paraenses I. Hedwigia 39 : (76)-(80). 1900.
12. Hennings, P. Fungi paraenses I. Bol. Museu Goeldi do Pará 3 : 231-237. 1901.
13. Hennings, P. Fungi S. Paulenses II. a cl. Puttemans collect. Hedwigia 41 : 295-311. 1902.
14. Hennings, P. Fungi fluminenses a cl. E. Ule collect. Hedwigia 43 : 78-95. 1904.
15. Hennings, P. Fungi amazonici I. a cl. F. Ule. collect. Hedwigia 43 : 154-186. 1904.
16. Mc Alpine, D. Em The smuts of Australia their structure, life history, treatment and classification, págs. 1-288. 1910.
17. Moreira, E. Carvão ou carbúnculo de milho. Bol. Secr. Agr. Ind. e Com. Est. de S. Paulo. Ser. 17 : 216-218. 1916.
18. Mueller, A. S. Doenças do milho em Minas Gerais. Bol. e Vet. Minas Gerais. 7 : 307-311. 1934.
19. Pazscke, O. II. Verzeichniss brasilianischer von E. Ule gesammelter Pilze. Hedwigia 35 : 50-55. 1896.
20. Saccá, R. A. As moléstias cryptogamicas das plantas hortícolas. Bol. Secr. Agr. Ind. e Com. Est. de S. Paulo. Ser. 18 : 299-344, 382-416 466-515, 567-583, 634-654. 1917.
21. Saccardo, P. A. Em Sylloge fungorum 7 : 1-882, 1888.
22. Saccardo, P. A. Em Sylloge fungorum 12 : parte I. 826. 1894.
23. Saccardo, P. A. Elenchus fungorum novorum etc. Hedwigia 35 : I-L. 1896.
24. Spegazzini, C. Fungi Argentini novi vel critici. Anales del Museo Nacional de Buenos Aires 6 : 81-334. 1899.
25. Spegazzini, C. Mycetes argentinenses. Anales del Museo Nacional de Buenos Aires 19 : 257-458. 1909.
26. Spegazzini, C. Mycetes argentinenses. Anales del Museo Nacional de Hist. Nat. de Buenos Aires 23 : 1-146. 1912.
27. Sydow, H. e P. Fungi amazonici a cl. E. Ule lecti. Annales mycologici 14 : 68-97. 1916.
28. Usteri, A. Contribuição para o conhecimento da flora dos arredores da cidade de S. Paulo. Anuário da Escola Politécnica 7 : 299-315. 1907.
29. Viégas, A. P. Notas sobre o carvão (*Urocystis hypoxidis* Thaxter) de *Hypoxis decumbens*. Rev. de Agricultura (Piracicaba) 14 : 299-307. 1939.
30. Viégas, A. P. Notas sobre a citologia de *Urocystis hypoxidis* Thaxter. Rev. de Agricultura (Piracicaba) 14 : 308-310. 1939.
31. Viégas, A. P. Germinação dos clamidospores de *Cintractia leucoderma* (Berk.) P. Henn. Jornal de Agronomia 3 : 33-42, fig. 1-12. 1940.
32. Zundel, G. L. I. Monographic studies on the Ustilaginales attacking Andropogon. Mycologia 22 : 125-158. 1930.
33. Zundel, G. L. I. Studies on the Ustilaginales of the world. Mycologia 31 : 572-589. 1931.
34. Zundel, G. L. I. Notes on the Ustilaginales of the world. III. Mycologia 35 : 164-184. fig. 1-4. 1943.

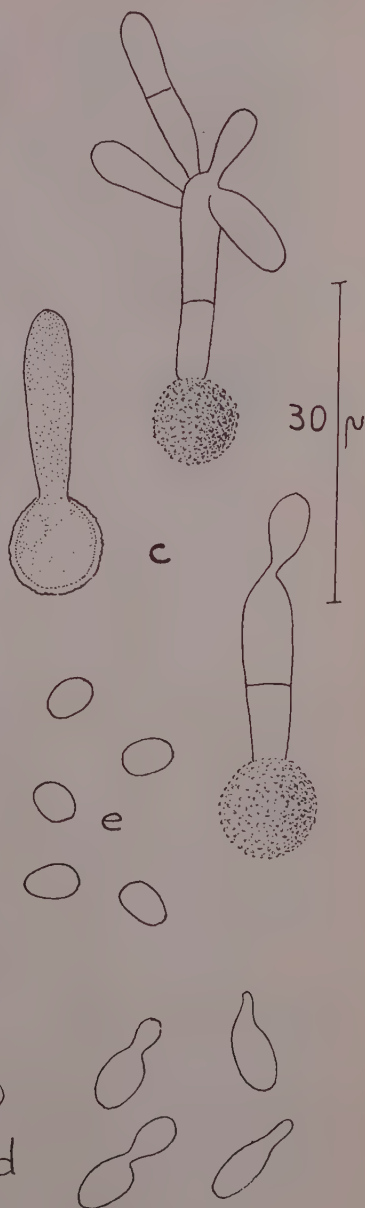
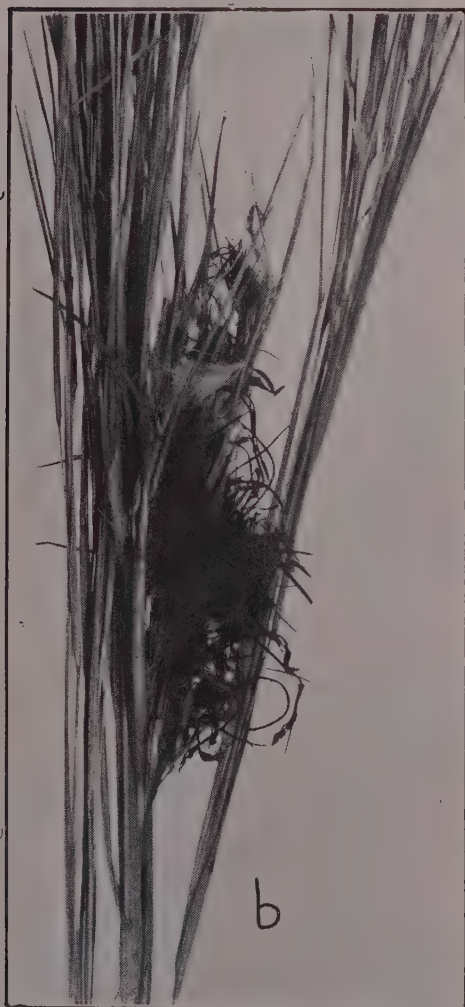
Est. I



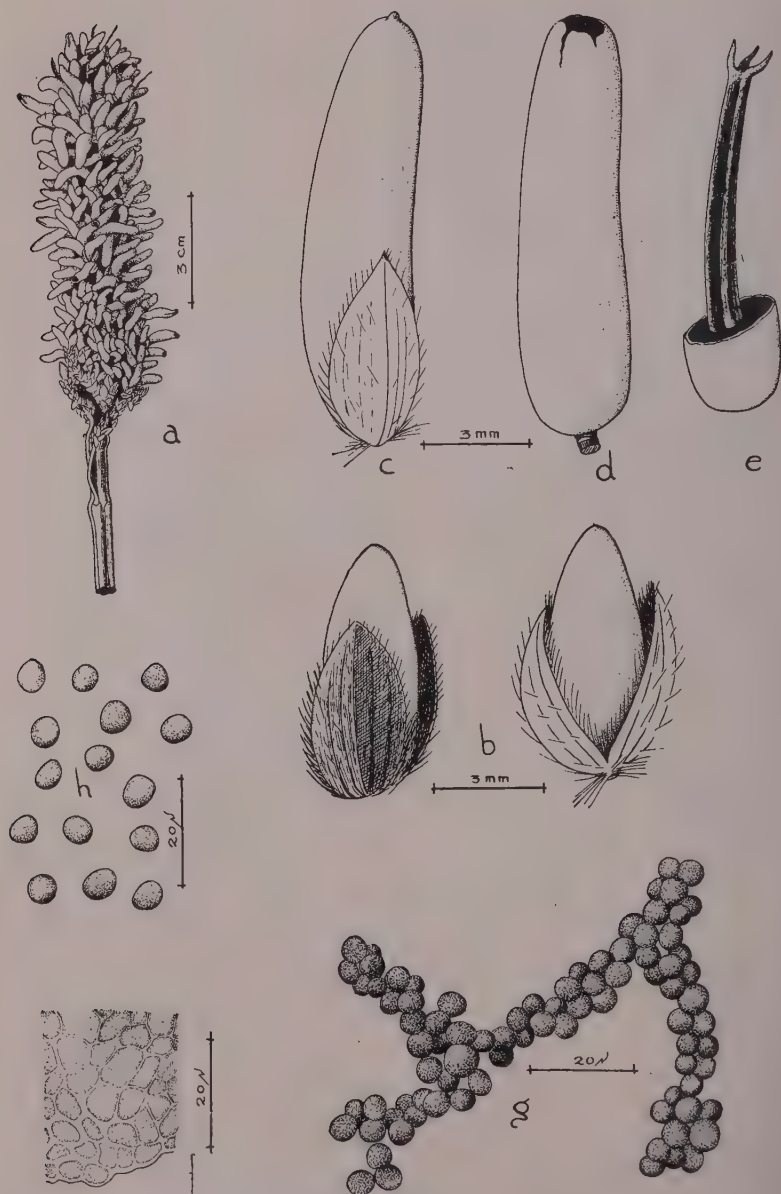
Mycosyrinx cissi (DC.) Beck.



Sphacelotheca bicornis (P. Henn.) Zundel

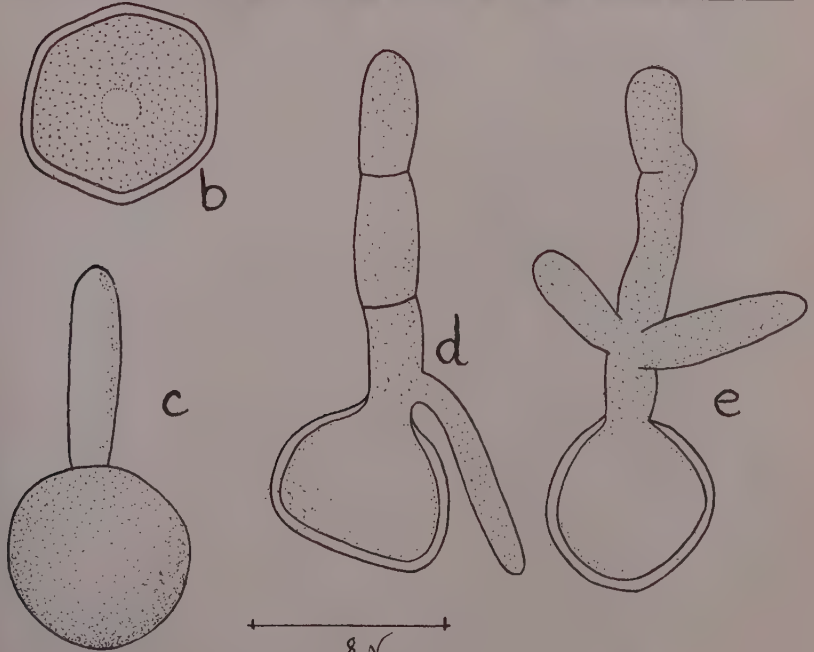
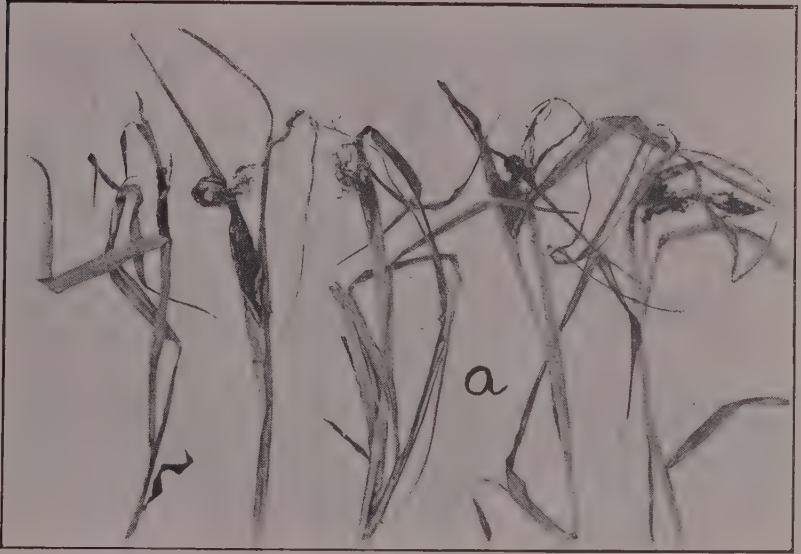


Sphacelotheca bicornis (P. Henn.) Zundel



Sphacelotheca sorghi (Link) Clinton

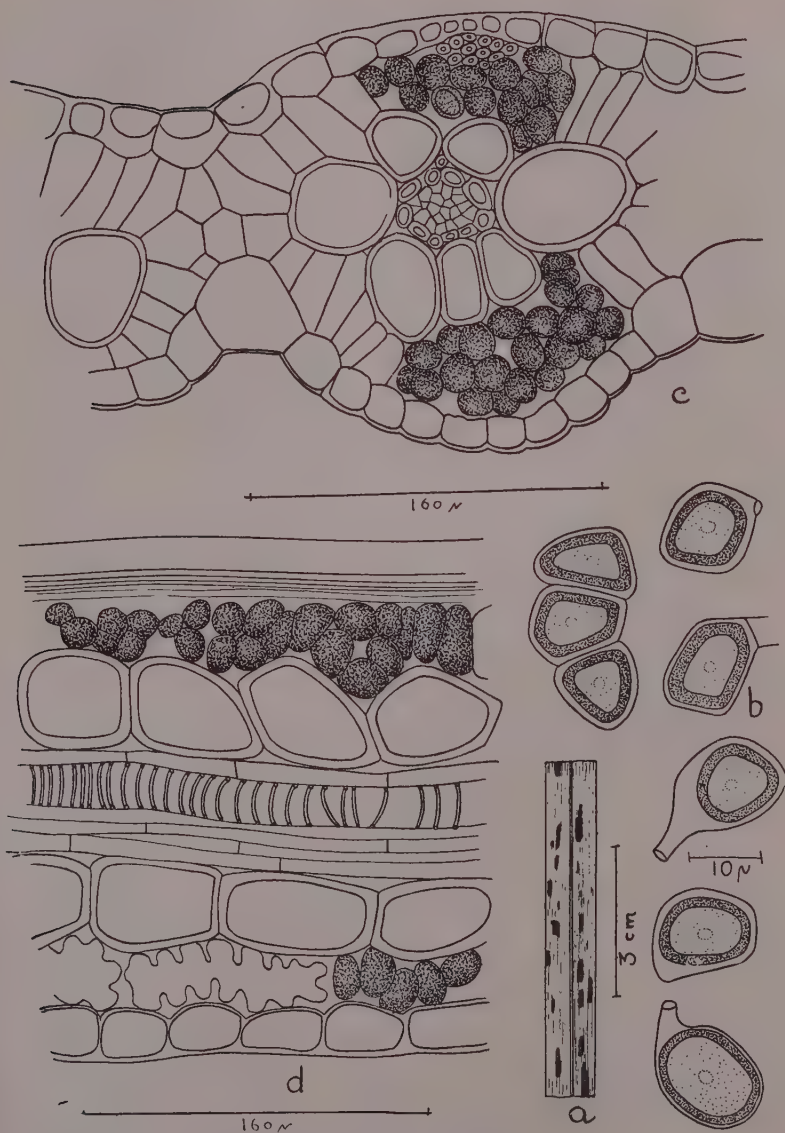
Est. V

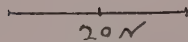
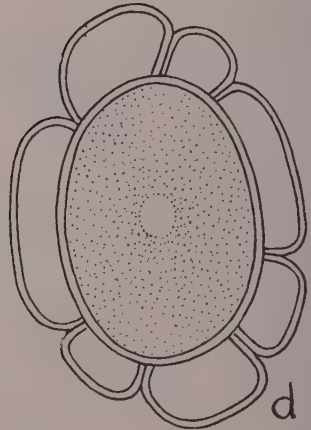
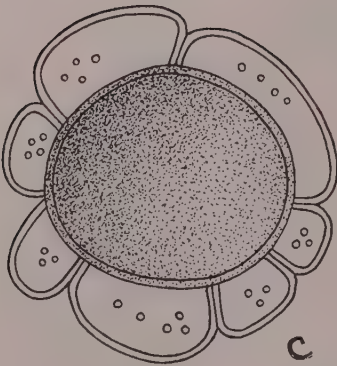
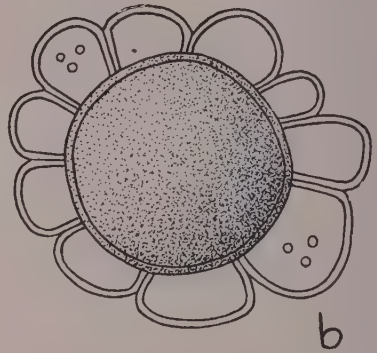
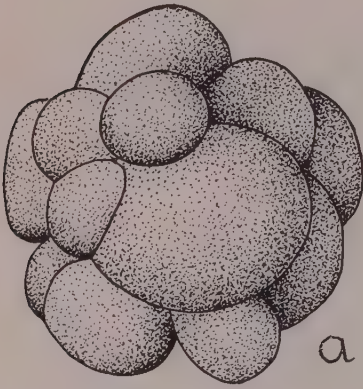


Sphacelotheca viegasiana Zundel

*Ustilago brasiliense* Zundel

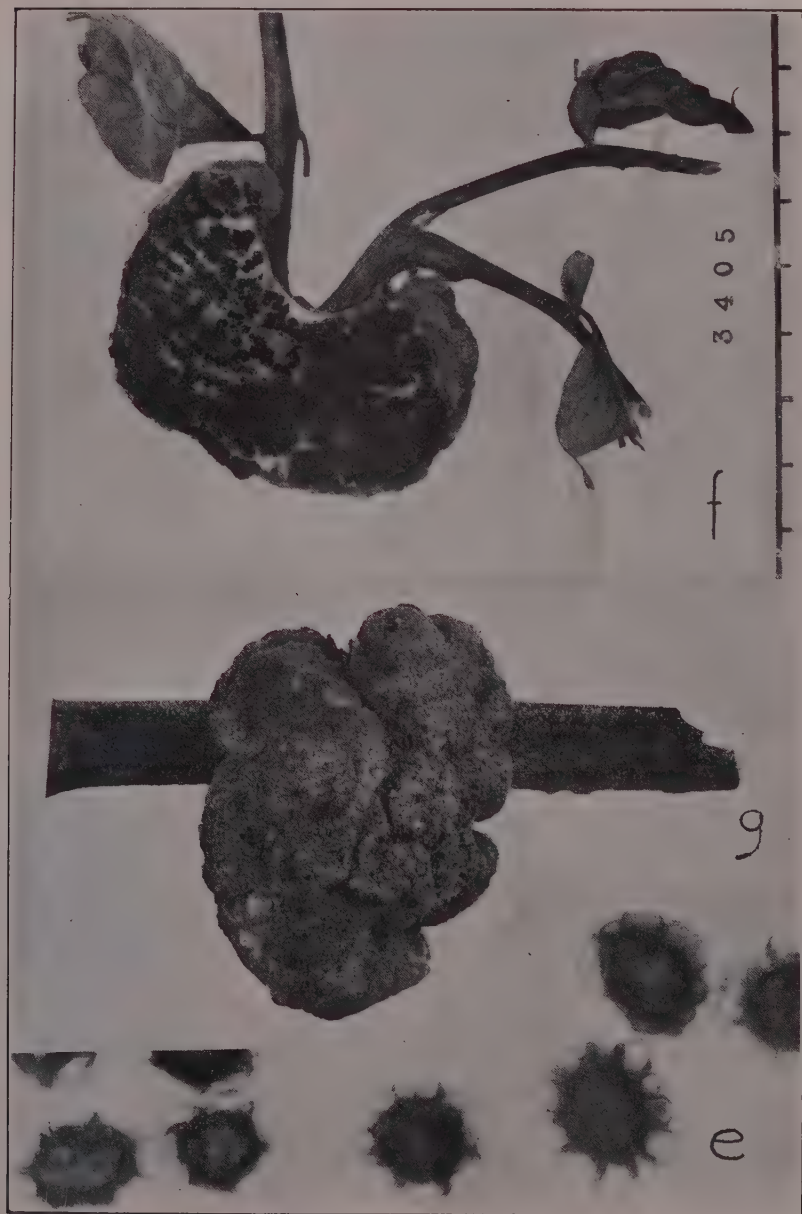
Est. VII

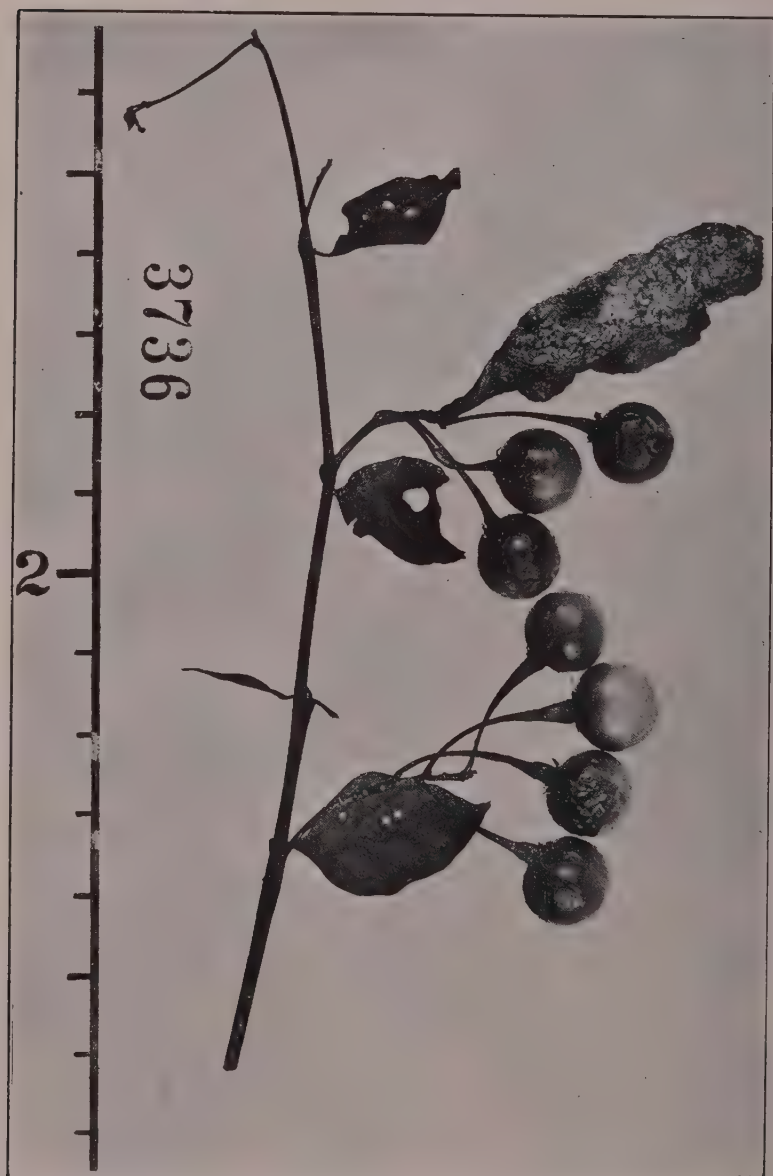
*Melanotaenium brachiariae* n. sp.



Polysaccopsis hieronymi (Schr.) P. Henn.

Est. IX

*Polysaccopsis hieronymi* (Schr.) P. Henn.



Polysaccopsis hieronymi (Schr.) P. Henn.

MICROFOTOGRAFIAS COM A CÂMARA "CONTAX"

Antônio J. T. Mendes

A obtenção de microfotografias, com aparelhos em que se usam chapas 9 x 12 e outras, está-se tornando impossível pela escassez dessas chapas no mercado. Além disso, devido à diversidade do material a fotografar, quanto à estrutura e coloração, e aos diferentes aumentos devidos às diversas objetivas do microscópio, torna-se necessário experimentar frequentemente vários tempos de exposição antes de se obter uma boa chapa. Nessa experiência perde-se material e gasta-se tempo em revelar cada uma das chapas à sua vez.

No nosso laboratório não possuímos uma câmara escura. As chapas são enviadas a um laboratório central de fotografia, onde são feitas as revelações e cópias.

A adaptação de uma câmara "Contax" ao microscópio, que facilmente se faz nos microscópios "Zeiss" por intermédio de um dispositivo especial da mesma fábrica, traz a grande vantagem de permitir que se tirem 36 fotografias em série, dispensando a operação de substituir chapas, podendo-se retirar a câmara a qualquer momento para permitir a continuação do exame de lâminas ao microscópio. Uma determinada estrutura poderá ser fotografada sucessivamente o número de vezes que se desejar com diferentes objetivas e diferentes tempos de exposição. O filme será revelado quando se tiverem tirado as 36 fotografias, podendo-se, no entanto, cortá-lo no ponto que se desejar, perdendo-se, nesse ato, apenas um pedaço não utilizado correspondente a duas ou três exposições.

O filme pode ser revelado no próprio laboratório, sem que se disponha de uma câmara escura. Nós preparamos uma grande caixa de papelão dentro da qual cabem a máquina fotográfica, uma cuba de revelação, uma tesoura, uma caixa de papéis pretos, etc. Pôsto o material necessário dentro dessa caixa, ela é fechada e coberta com um pano preto. Em uma de suas faces existem dois orifícios providos de duas "mangas" de pano preto, por dentro das quais se pode enfiar os dois braços. As mangas adaptam-se perfeitamente aos braços do ope-

rador, que pode usar as mãos livremente no interior da caixa, sem o perigo da entrada de luz por qualquer orifício.

Assim, com uma câmara escura sôbre a escrivaninha, pode-se proceder à operação desejada, seja para cortar o filme, seja para removê-lo para a cuba de revelação.

A cuba de revelação é uma caixa de baquelite, que consta da cuba propriamente dita, uma tampa e um dispositivo interno no qual se enrola o filme a revelar, de tal forma que há sempre um espaço livre entre as várias voltas da espiral formada pelo filme. Fechada a cuba, projeta-se para fora, por um orifício existente no centro da tampa, um prolongamento do eixo do dispositivo interno. Por um sistema de paredes em "chicana" a luz é impedida de penetrar no interior da caixa. Colocado, pois, o filme na cuba, pode-se abrir a câmara escura e trabalhar com a cuba livremente à luz do dia. Pelo orifício da tampa introduz-se na câmara o revelador e durante a revelação procede-se à rotação do filme por meio do prolongamento externo do eixo. Após o tempo necessário para uma perfeita revelação, que a prática ensina de acôrdo com o filme usado, com a temperatura do banho e a constituição do próprio revelador, despeja-se o líquido da cuba, introduz-se água para eliminar os restos daquele banho e, em seguida, enche-se a cuba com o fixador. Antes mesmo de terminar a fixação a cuba pode ser aberta e o filme examinado à luz do dia.

Depois de fixado e lavado em água corrente, o filme deve ser pendurado ao abrigo do vento e do pó, para secar lentamente. O restante, que consiste em se obterem cópias ou ampliações dos negativos bons, fica a cargo do encarregado do laboratório de fotografias, onde há um ampliador próprio para filmes iguais aos usados na "Contax". Será bastante científicá-lo do grau de ampliação que se deseja para cada exposição.

Neste ponto, porém, surge um problema: como obter uma ampliação correspondente a "tantas" vêzes o natural?

O microscópio é provido de várias objetivas, graças às quais as microfotografias podem ser tiradas com maior ou menor aumento. Um filme com 36 exposições pode encerrar negativos tirados com as diversas objetivas. Se se proceder à cópia desses negativos pelo processo de "contacto" direto do mesmo com o papel, sem maior ampliação, obtêm-se positivos que representam já em si uma ampliação correspondente a determinado número de vêzes o natural

O nosso microscópio é provido de objetivas 8, 20, 40 e 90x. Ocasionalmente fazemos uso ainda de uma objetiva 100x ou de uma objetiva de denominação antiga "a3", que corresponde às modernas objetivas de 5x.

Pelo processo do "contacto", tôdas as exposições tiradas com a objetiva 8, por exemplo, correspondem a uma determinada ampliação. Aquelas tiradas com a objetiva 40 corresponderão a uma ampliação cinco vezes maior.

Qual o aumento real obtido com cada objetiva ? Êle dependerá do sistema intermediário de lentes entre o filme na câmara fotográfica e a objetiva do microscópio. Êsse sistema, no nosso caso, multiplica por cinco o aumento da objetiva. Assim, os negativos representam, com cada objetiva, os seguintes aumentos :

| Objetivas | Aumentos |
|-----------|----------|
| a3 (5) | 25x |
| 8 | 40x |
| 20 | 100x |
| 40 | 200x |
| 90 | 450x |
| 100 | 500x |

Na prática, porém, usa-se ampliar ainda mais o "negativo" para a obtenção de "positivos" de regular tamanho e com abundância de pormenores. Assim, por exemplo, uma microfotografia tirada com a objetiva 40 dá ótimas ampliações com 1600x. O filme, focalizado no ampliador de modo que uma determinada distância entre dois pontos escolhidos do negativo se projete 8 vezes maior sobre o plano onde se colocará o papel fotográfico, dará uma reprodução correspondente a $8 \times 200 = 1600x$ o natural.

A escolha de 2 pontos sobre o negativo e a medição da distância que os separa não é, porém, fácil.

O método seguinte resolveria êsse problema :

Usando-se sucessivamente tôdas as objetivas do microscópio, fotografa-se uma lâmina micrométrica colocada sobre a platina do micros-

cópio. Obtido êste filme, será êle usado tôdas as vêzes que se desejem ampliações da seguinte forma :

Seja uma microfotografia tirada com a objetiva **a3**, da qual se requer uma ampliação correspondente a **175x**. Coloca-se no ampliador o negativo da escala micrométrica, tirado com a objetiva a3, e focaliza-se de modo que 1 mm da escala (não do negativo) corresponda a 175 mm na projeção. Feito isto, retira-se êsse negativo do ampliador, substituindo-o pelo negativo da microfotografia que se deseja reproduzir. Da mesma forma proceder-se-ia para obter ampliações de filmes tirados com outras objetivas. Assim, por exemplo, se a microfotografia foi tirada com a objetiva 100, a escala a ser usada como base seria também aquela fotografada com a objetiva 100.

Todavia, só teòricamente é que o método exposto resolve a situação, pois que apenas com as objetivas mais fracas (5, 8 e 20) se podem obter negativos com traços nítidos da escala ; com maiores aumentos os traços tornam-se muito grossos, sem limites distintos ; além disso, o campo fotografado torna-se cada vez mais restrito. Com a objetiva **5** consegue-se um nítido negativo da escala inteira (1 mm) ; já com a objetiva 20 o campo não abrange mais que 0,35 mm, porém a grossura dos traços ainda não se torna demasiada.

Torna-se necessário, pois, a adoção de um método que permita o emprêgo de uma única escala fotografada com a objetiva 5, 8 ou 20, para as ampliações de negativos tirados com tôdas as outras objetivas.

Fotografemos a escala com a objetiva **20**. Se o negativo fôr reproduzido de modo que a 1 mm da escala correspondam 100 mm no papel, tem-se um aumento de 100x. Se a escala fôr tirada do ampliador e, sem mudança da focalização, fôr substituída por um negativo qualquer tirado com a mesma objetiva, o aumento obtido será de 100x. Mas, se fôr substituído por um negativo tirado com outra objetiva, o aumento será outro. Seja, por exemplo, a substituição por um negativo tirado com objetiva 40. Sendo esta objetiva duas vêzes mais potente que aquela com a qual foi tirada a fotografia da escala, é claro que a ampliação obtida será de 200x e não de 100x. Proporcionalmente o mesmo acontece quando a substituição é feita por filmes tirados com tôdas as outras objetivas. Sendo focalizada a escala no ampliador, de modo que a 1 mm correspondam 100 mm, obtêm-se, por substituição, os seguintes aumentos :

| | | | |
|----------|----|---|------|
| Objetiva | 5 | — | 25x |
| " | 8 | — | 40x |
| " | 20 | — | 100x |
| " | 40 | — | 200x |
| " | 90 | — | 450x |

Ora, as ampliações acima são, como já vimos, as obtidas por "contacto". Para maiores ampliações o que se deve ter em mente é que, sempre que se fizer 1 mm da escala igual a 100 mm no papel, aquelas são as ampliações obtidas. Se se fizer 1 mm corresponder a 200 mm, as ampliações serão duas vezes maiores. E os problemas resolvem-se da seguinte forma:

1 — Uma microfotografia foi tirada com objetiva 90. Quer-se obter uma ampliação de 2700x.

Resolução: Para 450x: 1 mm \Rightarrow 100 mm

$$\text{Para 2700x: } 1 \text{ mm} = \frac{2700 \times 100}{450} = \underline{\underline{600 \text{ mm.}}}$$

Resposta: o negativo da escala deve ser focalizado preliminarmente de modo que 1 mm corresponda a 600 mm no papel. Pela substituição do negativo da escala pelo da microfotografia obtém-se uma ampliação de 2700x.

2 — Ampliou-se uma microfotografia cujo negativo havia sido tirado com objetiva 40, mas não se anotou a ampliação. Quer-se saber qual é a ampliação obtida.

Resolução: Focaliza-se o negativo de modo a obter de novo a ampliação conhecida. Substitue-se pela escala e verifica-se que a 1 mm correspondem, por exemplo, 400 mm.

$$\begin{array}{l} \text{Se } 100 \text{ mm} \text{ --- } 200\text{x} \\ \text{400 mm} \text{ --- } \text{ x} \end{array} \left\{ \begin{array}{l} \text{x} = \frac{400 \times 200}{100} = \underline{\underline{800\text{x}}} \end{array} \right.$$

3 — Tem-se uma ampliação de 3375x. Quer-se saber com qual objetiva foi tirado o negativo.

Resolução: Focaliza-se o negativo de modo que se reproduza a ampliação conhecida. Substitue-se pela escala, verificando-se, por exemplo, que a 1 mm correspondem 750 mm.

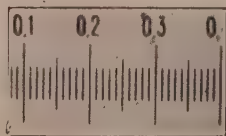
$$\begin{array}{rcl} 750 \text{ mm} & \text{---} & 3375x \\ 100 \text{ mm} & \text{---} & x \end{array} \left\{ \begin{array}{l} x = \frac{3375 \times 100}{750} = \underline{\underline{450x}} \end{array} \right.$$

Como se sabe que, fazendo-se 1 mm = 100 mm, o aumento de 450x é obtido com a objetiva **90**, segue-se que foi esta a objetiva usada.

Verificamos, assim, que, por meio de um único negativo da escala micrométrica, se pode calcular tôdas as ampliações com qualquer objetiva. No nosso exemplo tomamos um negativo tirado com a objetiva 20. Da mesma forma poderíamos usar um negativo tirado com a objetiva 5 ou com a 8. E, na realidade, usamos dois negativos: um tirado com a objetiva 5 e outro com a 20. O primeiro, usamos sempre que se trata de ampliar microfotografias tiradas com as objetivas 5 e 8; o segundo, para ampliar microfotografias tiradas com as objetivas 20, 40, 90 e 100.

Como o negativo tirado com objetiva 20 abrange apenas cêrca de 0,35 mm da escala, preparamos uma ficha para uso rotineiro com uma tabela com os seguintes dizeres:

Fazendo-se 0,1 mm desta escala corresponder a 1 mm na ampliação, os seguintes aumentos são obtidos pela substituição da mesma por filme tirado com as diversas objetivas:



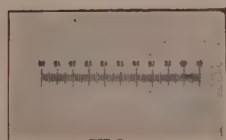
684 : 32

Objetivas Aumentos

| | |
|-----|------|
| a3 | 2,5x |
| 8 | 4x |
| 20 | 10x |
| 40 | 20x |
| 90 | 45x |
| 100 | 50x |

Com o mesmo fim preparamos a ficha seguinte, relativa ao negativo tirado com a objetiva 5 :

Fazendo-se 1 mm desta escala corresponder a 100 mm na ampliação, os seguintes aumentos são obtidos pela substituição da mesma por filme tirado com as diversas objetivas :



684 : 31

Objetivas Aumentos

| | |
|-----|-------|
| a3 | 100x |
| 8 | 160x |
| 20 | 400x |
| 40 | 800x |
| 90 | 1800x |
| 100 | 2000x |

No nosso laboratório, como já dissemos, não possuímos uma câmara escura para reprodução de fotografias. Podemos apenas revelar o filme, o qual é depois enviado ao gabinete fotográfico para a obtenção de reproduções. Nesse gabinete já se acha arquivado o negativo (Filme 684 : 31 e 32) da escala micrométrica.

Cada um dos negativos tem um número impresso no próprio filme, de modo que por meio de um cartão escrevemos ao fotógrafo quais os negativos que devem ser reproduzidos. Para clareza dos pedidos já temos os cartões preparados com os dizeres necessários, como se vê abaixo :

| N.º do filme | N.º do negativo | Objetiva usada | Ampliação a obter | ESCALA 684: 32 Distância a dar entre os traços 0,1 e 0,2 |
|--------------|-----------------|----------------|-------------------|---|
| 419 | 11 | 40 | 1350x | 67,5 mm |
| " | 18 | " | " | " |
| " | 21 | " | " | " |
| " | 29 | " | " | " |
| " | 26 | " | " | " |
| " | 8 | 90 | " | 30,0 mm |
| " | 33 | " | " | " |

Assim, para ampliar o negativo n.º 419:11, o fotógrafo não terá senão que colocar o negativo da escala (n.º 684:32) no ampliador, focalizar de modo a fazer o espaço 0,1 — 0,2 igual a 67,5 mm e, em seguida, retirá-lo do ampliador, substituindo-o pelo negativo 419:11. Sua única preocupação será a de dar a melhor exposição possível, o que dependerá unicamente da sua prática para obter o melhor resultado.

SUMÁRIO

O uso de uma câmara modelo "Contax" para microfotografias traz diversas vantagens quanto ao preço do material, facilidade de manuseio, etc.

O filme pode ser revelado no próprio laboratório, sem necessidade de uma sala escura.

Devido à "fineza do grão" dos filmes de 35 mm os negativos podem ser grandemente ampliados para reprodução.

O aumento que se obtém no negativo depende do sistema ótico do microscópio. Conhecido o aumento obtido com cada objetiva pode-se organizar uma tabela com auxílio da qual se obtém, a seguir, a ampliação que se desejar na reprodução.

ERRATA E ALTERAÇÕES

- Página 9 — na última linha, onde se lê: repicando, leia-se: e repicando
- " 12 — linha 13, a partir de baixo, onde se lê: *Elsinoes*, leia-se: *Elsinoe*
- " 17 — linha 13, onde se lê: *Erisiphaceae*, leia-se: *Erysiphaceae*
- " 18 — " 21, " " " stradts, leia-se: stratis
- " 19 — " 3, a contar de baixo, onde se lê: *Chrysandahlia* *crisandalia*, leia-se: *Chrysandahlia*, (*crisandalia*)
- " 21 — eliminar a linha 19, onde se lê: Em *Euphorbiaceae*
- " 26 — linha 12, onde se lê: *Erysiphe*, leia-se: *Phyllactinia*
- " 29 — " 11, " " " *polyanthum*, leia-se: *polianthis*
- " 29 — " 13, " " " *Antennela* sp., leia-se: *Antenella* sp.
- " 49 — a descrição de *Dermatea heteromera* deve ser colocada antes de *Dermatea parasitica*, à pág. 46.
- " 49 — linha 15, onde se lê: Brasadola, leia-se: Bresadola
- " 49 — " 5, a contar de baixo, onde se lê: *madeiraa*, leia-se: *madeira*
- " 50 — linha 12, a contar de baixo, onde se lê: *madira*, leia-se: *madeira*
- " 51 — linha 3, a contar de baixo, onde se lê: *apsdrecida*, leia-se: *apodrecida*
- " 52 — colocar um traço no espaço que separa a descrição de *Tryblidium goyazense* da de *Taphrina deformans*, a fim de separar o assunto; o gênero *Taphrina* é de difícil colocação na taxonomia
- " 54 — linha 23, onde se lê: *Manihoti*, leia-se: *Manihotis*
- " 56 — " 16, " " " *Tephosiae*, leia-se: *Tephrosiae*
- " 56 — " 19, " " " *Microtyriaceae*, leia-se: *Microthyriaceae*
- " 59 — " 8, " " " *Manihoti*, leia-se: *Manihotis*
- " 60 — incluir acima do título Sphaeriaceae (linha 29) os seguintes: Pirenomicetos — Sphaeriales
- " 61 — linha 22, onde se lê: *Epispharella*, leia-se: *Episphaerella*
- " 73 — " 18, a contar de baixo, onde se lê: *cocolobae*, leia-se: *coccolobae*
- " 83 — eliminar os títulos: Pirenomicetos — Sphaeriales
- " 84 — linha 17, a contar de baixo, onde se lê: *apodresidos*, leia-se: *apodrecidos*
- " 88 — linha 22, onde se lê: *guarantica*, leia-se: *guaranitica*
- " 91 — " 2, eliminar *tero*
- " 92 — *Entonaema liquescens* Moeller deve ser transferido para a família *Xylariaceae*, à pág. 100.
- " 95 — linha 20, onde se lê: *dominguensis*, leia-se: *dominguensis*
- " 96 — " 2, a contar de baixo, onde se lê: *Microstachys* sp. (?), leia-se: *Merostachys* sp.

| | | | | | | | | |
|--------|-----|---|-------------------|----------|--------------------|-----------------------------|-----------------------------|--|
| Página | 97 | — | linha | 7, | onde se lê: | <i>Microstachys</i> (?), | leia-se: | <i>Merostachys</i> sp. |
| " | 101 | — | " | 13, | a contar de baixo, | onde se lê: | <i>medeira</i> , | leia-se: <i>madeira</i> |
| " | 102 | — | " | 23, | onde se lê: | <i>madeirira</i> , | leia-se: | <i>madeira</i> |
| " | 110 | — | " | 16, | " " " | <i>iantihno</i> , | leia-se: | <i>ianthino</i> |
| " | 117 | — | " | 20, | " " " | <i>lambertii</i> , | leia-se: | <i>lamberti</i> |
| " | 118 | — | " | 8, | " " " | " " " | " " " | " " " |
| " | 118 | — | " | 19, | " " " | <i>Pseudosphaeriaceae</i> , | leia-se: | <i>pseudosphaeriaceae</i> (sem grifo) |
| " | 119 | — | linha | 3, | a contar de baixo, | onde se lê: | <i>spgazinnii</i> , | leia-se: <i>spgazinnii</i> |
| " | 120 | — | linha | 12, | onde se lê: | (anil), | leia-se | (anileira) |
| " | 120 | — | " | 4, | a contar de baixo, | onde se lê: | <i>Pseudosphaeriaceae</i> , | leia-se: <i>pseudosphaeriaceae</i> (em minúsculas e sem grifo) |
| " | 125 | — | entre as linhas | 20 e 21, | encaixar o título | <i>Pseudosphaeriaceae</i> | | |
| " | 126 | — | linha | 8, | onde se lê: | <i>Guadae</i> , | leia-se: | <i>Guaduae</i> |
| " | 126 | — | " | 14, | " " " | taquara do mato, | leia-se: | (taquara do mato) |
| " | 126 | — | linha | 17, | onde se lê: | <i>heterogenea</i> , | leia-se: | <i>heterogena</i> |
| " | 128 | — | no título da fig. | 28, | onde se lê: | <i>Leptosphaeria</i> , | leia-se | <i>Leptosphaeria</i> |
| " | 154 | — | linha | 9, | a contar de baixo, | onde se lê: | <i>holoserica</i> , | leia-se: <i>holosericea</i> |
| " | 155 | — | linha | 25, | a contar de baixo, | onde se lê: | <i>Adenocalyma</i> , | leia-se: <i>Adenocalymna</i> |
| " | 158 | — | linha | 12, | a contar de baixo, | onde se lê: | <i>Grauatamyces</i> , | leia-se: <i>Crauatamyces</i> |
| " | 162 | — | linha | 10, | onde se lê: | <i>Rumularia</i> , | leia-se: | <i>Ramularia</i> |
| " | 479 | — | " | 4, | " " " | <i>Malvaceae</i> , | leia-se: | <i>Malvaceae</i> |

ÍNDICE DE AUTORES

| | Páginas | | Páginas |
|--------------------------|-------------------------|---------------------------------|--------------------|
| Bacchi, Osvaldo, . | 393, 405, 429, 541, 679 | Krug, C. A. | 393, 413, 429, 449 |
| Boeck, O. J. | 627 | Lima, A. R. | 523 |
| Brieger, F. G. | 523 | Marques, J. Quintiliano A. | 593 |
| Camargo, A. Pais de | 627 | Mendes, Antônio J. T. | 693, 763 |
| Costa, A. S. | 489, 709 | Paiva Neto, J. E. de | 592 |
| Foa, Armando | 509 | Sampaio, S. C. | 553 |
| Franco, Coaraci M. | 541 | Santos, S. R. dos | 523 |
| Frost, H. B. | 449 | Tosello, Rino Natal | 641 |
| Joffily, J. | 475 | Viégas, A. P. | 1, 739 |

ÍNDICE GERAL

- Abacateiro, 22.
 — *Oidium* sp., 22.
 — *Stomiopeltis aspersa*, 55.
 — *Fracchiæa heterogena*, 126.
 Abacaxizeiro, 57.
 — *Calothyriella ananassae*, 57.
 Aboboreira, italiana, 20.
 — *Oidium* sp., 20.
 Acanthaceæ, 35.
 — *Meliola amphitrica*, 35.
 — — *beloperonis*, 35.
 Ácido salicílico, 7.
Actinonema rosae, 46.
Adenocalymna sp., 155, 156.
 — *Uleodothis balanseana*, 155.
 Adubação de canaviais, 553, 573.
 — calcáreo, 566.
Aegle marmelos, 413.
Aeglopsis chevalieri, 422.
Afraegle gabonensis, 415, 422.
Aleirodideo, 32, 92, 93.
 — *Capnodium hirtum*, 32.
 — *Hypocrella andropogonis*, 92.
 — — *blumenaviensis*, 93.
 — — *caulium*, 93.
 — — *cornuta*, 93.
 — — *fluminensis*, 94.
 — — *libera*, 94.
 — sp., 94, 95.
Aleurothrixus floccosus, 95.
 — *Hypocrella* sp., 95.
 Alfafa, 130.
 — *Pseudoplea briosiana*, 130.
 Algodoeiro, 107.
 — *Rosellinia* sp., 107.
 — *Geotrichum*, 107.
Allanthosphaeriaceæ, 62.
 — *Diatrype* sp., 64.
 — *Diatrypella amoræ*, 65.
 — — *exigua*, 65.
 — sp., 66.
 — *Dothideovalsa tucumanensis*, 66.
 — *Eutypella citricola*, 67.
 — — *manihoticola*, 62.
 — sp., 67.
 — *Haplosporella justiciæ*, 66.
Allium cepa, 7.
Alternaria, 129.
Amaranthus sp., 710.
Amazonia caseariae, 33.
 — Diagnose, 34.
Ambrosia artemisaefolia, 74.
 — — *Phyllachora ambrosiæ*, 74.
 — — *polystachya*, 74.
 — — *Phylachora ambrosiæ*, 74.
 Ameixeira, 163.
 — *Mycosphaerella sentina*, 163.
 Amendoin bravo, 21.
 — *Oidium* sp., 21.
 Amendoinzeiro, 119.
 — *Parodiella* sp., 119.
 Amoreira, 16.
 — *Coccideos*, 16.
 — *Diatrype* sp., 64.
 — *Diatrypella amoræ*, 65.
 — *Myriangium floridanum*, 16.
Anacardium occidentale, 18.
 — *Oidium anacardii*, 18.
Ananas sativus, 57.
 — *Calothyriella ananassae*, 57.
Andropogon bicornis, 96, 741.
 — — *Myriogenospora paspali*, 96.

- Andropogon leucostachyus*, 96.
 — — *Myriogenospora paspali*, 96.
 — *leptostachys*, 91.
 — — *Dothichloe atramentosa*, 91.
 — sp., 97.
 — — *Myriogenospora paspali*, 97.
Anethum graveolens, 695.
Anileira, 120, 121.
 — *Parodiella spegazzinii* var. *Kilimandscharica*, 119.
Annulus orae, 724.
Anona sp., 110.
 — *Xylaria ianthino-velutina*, 110.
 ? *Antenella* sp., 29.
Apiosphaeria guaranitica, 74, 79, 88.
Araçá do campo, 145.
 — *Catacauma subcircinans*, 145.
Arachis hypogaea, 119.
 — *Parodiella* sp., 119.
Arados: aiveca e disco, 596.
Araribá rosa (ver *araruva*)
Araruva, 139.
 — *Catacauma hammari*, 139.
Araucaria columnais, 33.
 — — *Capnodium* sp., 33.
 — sp., 33.
 — — *Capnodium* sp., 33.
Arroz, 129.
 — *Leptosphaeria* sp., 129.
 — *poliembrionia*, 693.
Ascobolus magnificus, 42.
Ascomycetos, 5.
Aspergillaceae, 7.
 — *Aspergillus* sp., 7.
 — *Penicillium* sp., 8.
Aspergillus niger, 7.
 — sp., 7.
Aspidosperma sp., 164.
 — *Mycosphaerella* sp., 164.
Assa-peixe, 12.
 — *Elsinoe boehmeriae*, 12.
 — *Oidium*, 28.
 — *Uncinula vernoniae*, 28, 29.
Asteridium nectrioides, 124.
Atalantia citroides, 415, 418, 432.
 — *monophylla*, 415.
Atta sexdens, 7.
Auerswaldia puttemansii, 152.
Aulographella brasiliensis, 56.
 — *Diagnose*, 56.
Aurantioideae, 413, 417, 425, 429.
Axonopus sp., 97.
 — *Myriogenospora paspali*, 97.

Baccharis dracunculifolia, 152.
 — — *Dothidella berkeleyana*, 152.
 — *erioclada*, 152.
 — — *Dothidella berkeleyana*, 152.

Baccharis platypoda, 58.
 — — *Lembosia baccharidicola*, 58.
 — *retusa*, 16.
 — sp., 16.
 — — *Lembosia baccharidicola*, 58.
 — — *Dothidella berkeleyana*, 152.
 — — *Myriangium argentinum*, 16.
 — — *Parodiopsis* sp., 125.
Bagnisella alibertiae, 152.
Bagnisiopsis peribebuyensis, 153.
 — *tijucensis*, 154.
Balansia regularis, 89.
Balsamocitrinae, 415.
Balsamocitrus gabonensis, 432.
Bambú (ver *Bambusa*).
Bambusa sp., 93.
 — *Inseto*, 93.
 — *Hypocrella cavernosa*, 93.
 — — *semimplexa*, 94.
 — — *verruculosa*, 96.
Banana figo, 33.
 — *Chaetothyrium musarum*, 33.
Banana maçã, 33.
 — *Chaetothyrium musarum*, 33.
Banana prata, 33.
 — *Chaetothyrium musarum*, 33.
Bananeira, 32.
 — *Capnodium musae*, 32, 33.
 — *Nectria* sp., 86.
 — *Rosellinia* sp., 108.
Banisteria argyrophylla, 10.
Basella rubra, 130.
 — *Stagnospora basellae*, 130.
Batata doce, 11.
Batatinha, 107, 710.
 — *Mycosphaerella* sp., 163.
 — *Rosellinia* sp., 107.
Bauhinia sp., 77.
 — *Phyllachora phanerae* var. *longispora*, 77.
 — *Xylaria ianthino-velutina*, 110.
Beloperona sp., 57.
 — *Dimerosporium beloperonis*, 57.
 — *Dothideovalsa justiciae*, 66.
 — *Haplosporella justiciae*, 66.
 — *Meliola beloperonis*, 35.
Bico de pato, 139.
 — *Catacauma hammari*, 139.
Bidens pilosa, 19, 747, 748.
 — *Oidium* sp., 19.
Bignoniaceae, 37.
 — *Meliola sapindacearum*, 37.
 — *Stigme placostroma*, 41.
Blechnum serrulatum, 47.
 — *Laetinaeria blechni*, 47.
Boehmeria caudata, 12.

Botryosphaeria costai, 130.
— Diagnose, 131.
Brachiaria plantaginea, 748, 749.
Brasiliomyces, 17; diagnose, 17.
— *malvastri*, 17; diagnose, 18.
Brassica, 694.
— *alba*, 20.
— *Oidium* sp., 20.
Bulbostylis major, 137.
— *Catacauma gracillimum*, 137.
Byssonectria dichotoma, 83; diagnose, 84.

Cabelo humano, 7, 9.
Cacaueiro, 86.
— *Nectria* sp., 86.
Cafeeiro, 107.
— *Rosellinia* sp., 107.
Caixeta, 77.
— *Phyllachora sordida*, 77.
— — *tabebuiae*, 77.
— *Physalospora tabebuiae*, 77.
Cajueiro, 18.
— *Oidium anacardii*, 18.
Calcários permianos de Rio Claro, 591.
Calospora solani, 82; diagnose, 83.
Calothyriella ananassae, 56, 57; diagnose, 57.
Camarops sp., 102, 103.
Cambará, 39.
— *Meliola* sp., 39.
Cambuí do campo, 29.
— ? *Antenella* sp., 29.
Camillea bilabiata, 98.
— *campinenses*, 98.
— *globosa* ?, 99.
— *sagracna*, 99.
— sp., 105.
— *turbinata*, 99, 100.
Campomanesia caerulea, 140, 141.
— *Catacauma nigerrimum*, 139.
Cana de açúcar, 128, 553.
— açúcar provável, 587.
— corte, 574.
— *Leptosphaeria sacchari*, 126.
— sacarose, 566.
Canafistula, 82.
— *Stigmochora controversa*, 82.
Canais escoadouros, 593.
Canassú, 73.
— *Phyllachora coccolobae*, 73.
Cana taquara (ver *Saccharum spontaneum*).
Canavalia ensiformis, 22.
— *Oidium* sp., 22.
Canaviaes, adubação, 553.
Caneleira, 151.
— *Coccostroma putemansii*, 151.
— *Phaeodomus lauracearum*, 151.

Caninha (ver *Saccharum* sp.).
Capim, 74.
— *Phyllachora chloridicola*, 74.
Capnodium, 41.
— *brasiliense*, 29.
— *erythrinicolum*, 30, 31; diagnose, 31.
— *hirtum*, 32.
— *musae*, 32, 33; diagnose, 33.
— sp., 33.
Cará, 627.
— “Amarelo”, 627.
— experiências em Campinas e Tietê, 627.
— — interpretação dos resultados, 634.
— — relação entre Kg plantados e Kg colhidos, 639.
— “Mimoso”, 627.
— “tubérculo-semente”, 627.
— — graúdos e miúdos, 627.
— — influência do tamanho na produção, 627.
Carduceae, 479.
Carica papaya, 19.
— *Erysiphe* (ver errata).
— *Glomerella cingulata*, 68.
— — sp., 68.
— *Oidium caricae*, 19, 26.
— *Phyllactinia caricdefolia*, 25.
— *Sphaerella caricae*, 130.
Carne de vaca, 142.
— *Catacauma rhopalinum*, 142.
Carrapicho, 79.
— *Phyllachora sphaerosperma*, 79.
— de carneiro, 20.
— — *Oidium*, 20.
Carurú, 710.
Carvalho, 21.
— *Oidium* sp., 21.
Carya pecan, 14.
— *Elsinoe randii*, 13, 14.
Casearia sylvestris, 34.
— — *Amazonia caseariae*, 33.
— sp., 82.
— *Pseudothrips subcoccodes*, 82.
Cassia alata, 22.
— — *Oidium* sp., 22.
— *bicapsularis* var. *indecora*, 22.
— — *Oidium* sp., 22.
— *fistula*, 73.
— — *Phyllachora cassiae*, 73.
— *occidentalis*, 23.
— sp., 23.
Castanea sp., 162.
— *Mycosphaerella maculiformis*, 162.
Castanha européia, 162.
— *Mycosphaerella maculiformis*, 162.
Castanheiro, 162.
— *Mycosphaerella maculiformis*, 162.
Castilleja communis, 23.

- Catacauma biguttulatum*, 134, 140.
 — *caracaense*, 135.
 — *centrolobiicola*, 138, 139.
 — *dalbergicola*, 136.
 — *decaisneanum*, 136.
 — *gracillimum*, 137.
 — *hammari*, 83, 138, 139.
 — *myrciae*, 139, 146.
 — *nigerrimum*, 139; diagnose, 111.
 — *qualea*, 141; diagnose, 142.
 — *rhopalinum*, 142.
 — *rhopographioides*, 143.
 — *serjaniae*, 143.
 — *serra-negrae*, 144; diagnose, 145.
 — *subcircinans*, 145.
 — *truncatisporum*, 145; diagnose, 147.
Catacaumella miconiae, 149.
Cattleya sp., 68.
 — *Gloesporium cattleyae*, 68.
 — — *vanillae*, 68.
 — *Glomerella* sp., 68.
 Caviúna do campo, 136.
 — *Catacauma dalbergicola*, 136.
 Cebola, 7.
 — podridão negra, 7.
 — carvão, 7.
Ceiba petandra, 27.
 — *Oidium*, 27.
 — *Uncinula ceibae*, 27.
Cenchrus echinatus, 79.
 — *Phyllachora sphaerosperma*, 79.
Centella asiatica, 30.
 — *Capnodium brasiliense*, 30.
Centrolobium sp., 82, 138.
 — *Catacauma hammari*, 138.
 — — *Pseudothrips subcoccodes*, 82.
 — *tomentosum*, 139.
 — — *Catacauma hammari*, 138.
Ceratostomataceae, 41.
 — *Ceratostomella fimbriata*, 41.
Ceratostomella fimbriata, 41.
Cercospora, 123.
 — *coffeicola*, 161.
 — *henningsii*, 21.
Chaetomium indicum?, 62.
Chaetothyrium musarum Speg., 33.
Chloris pycnothrix, 74.
 — *Phyllachora chloridicola*, 74.
Chorisia sp., 26.
 — — *Oidium*, 26.
 — — *Phyllactinia chorisiae*, 26.
 — — *Porodiscus albo-conspersus*, 106.
 — *speciosa*, 26.
 — — *Camillea campinensis*, 98, 99.
 — — *Phyllactinia chorisiae*, 26.
Chrysandahlia, 19.
 — *Oidium* sp., 19.
Chusquea gaudichaudii, 69.
 — *Mazzantia chusqueae*, 68.
Cicinnobolus cesati, 19.
 — *Em Oidium caricae*, 19, 23.
Cinamonó, 23.
 — *Oidium* sp., 23.
Contractia leucoderma, 739.
 — *peribebuyensis*, 739.
 Cipó cabeludo, 118.
 — *Mairela bertioides*, 118.
Cissus sp., 740.
Citreae, 415, 418.
Citrinae, 415, 418, 425.
Citropsis schweinfurthii, 418, 432.
Citrus, 393, 405, 413, 429, 449, 541, 679, 694, 703.
 — *aneuplóides*, 424.
 — área dos estomas, 687.
 — *aurantifolia*, 13, 16, 395, 415, 423, 431, 433, 679.
 — — *Coccideo*, 16.
 — — *Elsinoe fawcetti*, 13.
 — — *Myriangium floridanum*, 16, 17.
 — — x *Fortunella margarita*, 394.
 — *aurantium*, 17, 88, 406.
 — — *Coccideos*, 88.
 — — *Eutypella citricola*, 67.
 — — *Lepidosaphis beckii*, 17.
 — — *Myriangium floridanum*, 17.
 — — *Podonectria coccicola*, 88.
 — — *Rosellinia* sp.?, 108.
 — “bizarria”, 460.
 — camadas geratrizes, 450.
 — *celebica* var. *southwickii*, 415.
 — colchicina, efeitos sobre sementes, 679.
 — *deliciosa*, 419.
 — *depressa*, 419.
 — embriões adventícios, 405.
 — endosperma, 405.
 — *erythroa*, 419.
 — fertilização, 405, 407.
 — *genshokan*, 419.
 — *glaberima*, 419.
 — *grandis*, 413, 428.
 — híbridos, 441.
 — *hystrix*, 416, 431, 433.
 — *ichangensis*, 416.
 — *inodora* (?), 419.
 — *junos*, 428, 431.
 — *Kinokuni*, 419.
 — *kotokan*, 419.
 — “laggards”, 459.
 — *leiocarpia*, 416.
 — *limon*, 405, 416.
 — — x *C. paradisi*, 394.
 — — x “Meyer Chinese Lemon”, 395.
 — *limonia*, 420, 431, 433.
 — — var. *Khatta*, 420.

(*Citrus limonia*)

- var. *otahitensis*, 420.
- *macroptera*, 416, 420.
- *medica*, 416, 420, 431.
- var. *sarcodactylis*, 420.
- *medioglobosa*, 420.
- megasporogênese, 405.
- megagametófito, 406.
- *microcarpa*, 420, 428.
- *mitis*, 428, 431.
- *natsudaïdai*, 420, 428.
- *nobilis*, 88, 405, 428, 431.
- *Lepidosaphis* sp., 87.
- *Podonectria coccicola*, 87.
- novo tipo de poliembrionia, 405.
- número de cromossomos, 413, 434, 682.
- *obovata*, 420.
- observações citológicas, 393, 405, 413, 429, 449, 679.
- *oleocarpa*, 420.
- *paradisi*, 406, 423, 680.
- *pectinifera*, 421.
- *piriformis*, 420, 421.
- poliembrionia, 405, 407.
- por clivagem, 405.
- polinização, 407.
- poliplóides mais elevados, 423, 437.
- poliploidia, 429.
- *poonensis*, 421.
- pressão osmótica, 541.
- quimeras, 449.
- resultados das medições, 435.
- *reticulata*, 401, 428.
- var. *austera*, 428.
- espécies: *deliciosa*, *depressa*, *erythroa*, *genshokan*, *glaberrima*, *kinokuni*, *poonensis*, *succosa*, *tangerina*, 428.
- saco embrionário, 405.
- semente sem germinação, 679.
- *sinensis*, 17, 405, 428, 431, 680.
- *Coccideos*, 17, 88.
- espécies: *natsudaïdai*, *tankan*, 428.
- *Lepidosaphis* sp., 88.
- *Myriangium floridanum*, 17.
- *Podonectria coccicola*, 88.
- var. *baiana*, 16, 17; *Lepidosaphis* sp., 16; *Myriangium floridanum*, 16.
- var. *pera*, 9; *Elsinoe australis*, 9.
- *succosa*, 422.
- *sunki*, 422.
- *surcata*, 422.
- sp., 13, 16.
- *Aleyrodís floccosus*, 92.
- *Capnodium brasiliense*, citri, 30.
- *Elsinoe fawcetti*, 13.
- *Eutypella* sp., 67.

(*Citrus* sp.)

- *fumagina*, 30.
- *Hypocrella aleyrodís*, 92.
- *Lepidosaphis* sp., 16, 87.
- *Myriangium floridanum*, 16.
- *Podonectria coccicola*, 87.
- *tachibana?*, 419, 422.
- tamanho dos estomas, 434.
- *tamurana*, 421.
- *tangerina*, 421.
- *tankan*, 421.
- teoria do "tunica-carpus", 450.
- tetraplóides, 423, 437.
- triplóides, 423, 437.
- "tristeza", 541.
- "variações de borbulha", 449.
- "gêmeas", 450.
- var. "Bearss seedless lime", 398, 400.
- "Tahiti lime", 395.
- "Unshiu", 405.
- triplóide, 393.
- *verucosa*, 422.
- *yatsushiro*, 422.
- *Webberi*, 417, 422, 431.
- Cladosporium herbarum*, 7.
- Clausena lansium*, 415, 418.
- Clauseneae*, 415, 418.
- Clitoria guyanensis*, 119.
- *Parodiella paraguayensis*, 119.
- Clypeosphaeriaceae*, 80.
- *Pseudothrips subcoccodes*, 80.
- *Stigmochora controversia*, 82.
- Coccidae*, 95.
- *Hypocrella* sp., 95.
- Coccideos*, 16, 17.
- *Hypocrella phyllogena*, 94.
- sp., 95.
- *Myriangium floridanum*, 16.
- Coccoloba* sp., 73.
- *Phyllachora coccolobae*, 73.
- Coccostroma puttemansii*, 151, 152.
- Cocos petrea*, 150.
- *Phaeochora indayá*, 150.
- *Diplochorella indayá*, 158.
- sp., 150.
- *Phaeochora acrocomiae*, 150.
- *Phaeochora indayá*, 150.
- Coffea*, 693.
- *arabica*, 161, 697, 702.
- *Cercospora coffeicola*, 161.
- *Mycosphaerella coffeae*, 161.
- *Mycosphaerella* sp. 164.
- var. *nacional*, 107; *Rosellinia* sp., 107.
- x *C. canephora*, 697.
- *canephora*, 697.
- "di-haplóides", 704.

(*Coffea canephora*)

- duplicação dos cromossômios, 703.
- endosperma, 704.
- *excelsa*, 697.
- haplóides, 703.
- *libérica*, 697.
- nucelo, 703.
- número de cromossômios, 698.
- observações citológicas, 693.
- óvulo, 703.
- integumentos, 704.
- partogênese, 703.
- “perisperma”, 704.
- poliembrionia, 693.
- frequência, 696.
- tipos, 696.
- sacos embrionários duplos, 699.
- fertilização, gametófitos, micrópila, oosfera, 701.
- sementes sem embrião, 696, 698.
- sp., 30.
- — *Capnodium brasiliense*, 30.
- Fuligem, 30.
- “tripla fusão”, 704.
- tubo polínico, 702.
- Colchicina, efeito sobre sementes em germinação, 679.
- Colletotrichum* sp., 131.
- Compositae*, 748.
- “Contax”, microfotografias, 763.
- Cookeina sulcipes*, 44.
- “Corcova”, 502.
- do fumo, 717.
- Cordia corymbosa*?, 121.
- *Parodiellina cordiae*, 121.
- Cordia sellowiana*, 12.
- Cordyceps muscicola*, 89.
- *polyarthra*, 90.
- sp., 90.
- *volkiana*, 91.
- Corynelia brasiliensis*, 117.
- Coryneliaceae*, 117.
- *Corynelia brasiliensis*, 117.
- *Tripospora macrospora*, 117.
- Couratari* sp., 110.
- *Xylaria ianthino-velutina*, 110.
- Couro cabeludo, 6.
- Couve (ver necrose branca).
- Crautamyces*, 158; diagnose, 158.
- *eupatorii*, 158; diagnose, 159.
- Creonectria ochroleuca*, 84.
- Crisandália, 19, 748.
- *Oidium* sp., 19.
- Crisarobina*, 7.
- Crotalaria* de água quente, 42.
- *Ceratostomella fimbriata*, 42.
- *expectabilis*, 42.
- — *Ceratostomella fimbriata*, 42.

Crotalaria juncea, 42.

- — *Ceratostomella fimbriata*, 42.
- — *Pleospora herbarum*, 129.
- sp., 42.
- — *Ceratostomella fimbriata*, 42.
- — *Mycosphaerella* sp., 164.
- Croton chamædryfolius*, 145.
- — *Phyllachora tragiae*, 145.
- *flavens*, 145.
- — *Phyllachora tragiae*, 145.
- *floribundus*, 144.
- — *Catacauma serra-negrei*, 144.
- *floridanus*, 145.
- — *Phyllachora tragiae*, 145.
- *lundianus*, 74.
- — *Phyllachora crotonis*, 73.
- Croziere, 49.
- Cucumis melo*, 20.
- — var. casca de carvalho, 20; *Oidium* sp., 20.
- Cucurbita maxima*, 20.
- sp., 20.
- Cucurbitaceae*, 59.
- ? *Bolyrhizon* sp., 59.
- Cydonia oblonga*, 52.
- *Tryblidiella rufula*, 52.
- Cyperus*, 739.
- Cyphomandra betacea*, 725.
- Cyrtopodium punctatum*, 84.
- *Creonectria ochroleuca*, 84.
- Dactyloctenium*, 744.
- Dahlia*, 748.
- *variabilis*, 748.
- Dalbergia miscobolium*, 136.
- — *Catacauma dalbergicola*, 136.
- *variabilis*, 82.
- — *Pseudothrips subcoccodes*, 80.
- Daldinia concentrica*, 100.
- Dália, 748.
- Dasyscypha ulmi*, 49.
- Datura*, 470, 687.
- *stramonium*, 710.
- Dermataceae*, 44; *Actinonema rosea*, 46; *Dermatea heteromera*, 49; — *parasitica*, 46; *Diplocarpon rosea*, 46; *Fabrea*, 45; *Felisbertia melastomacearum*, 44; *Latinaevia blechni*, 47; *Pseudopeziza*, 45; — *eryngii*, 47; *Spilopodia*, 45.
- Dermatea heteromera*, 49 (deve ir a pág. 46).
- *parasitica*, 46.
- Dermatodothella*, 149; diagnose, 150.
- *multiseptata*, 149; diagnose, 150.
- Desmodium frutescens*, 23.
- — *Oidium* sp. 23.

Diaporthaceæ, 67.
 — *Diaporthe manihoticola*, 67.
 — *Glomerella cingulata*, 68.
 — sp., 68.
 — *Mazzantia chusqueæ*, 68.
 — *Valsa longirostrata*, 69.
 — sp., 69.
Diatrype sp., 64, 65.
Diatrypella amoræ, 65; diagnose, 65.
 — *exigua*, 65.
 — sp., 66.
Dichondra repens, 36.
 — *Meliola malacotricha*, 36.
Didymopanax sp., 61.
 — *Episphærella didymopanaxis*, 60, 61.
Dimerosporium heloperonis, 57; diagnose, 57.
 — sp., 57, 125.
Dioscorea alata, 627.
 — *synandra*, 80.
 — *Phyllachora ulei*, 80.
Diplochorella indayá, 158.
Diplothemium maritimum, 155.
 — *Dothidina palmicola*, 154.
Diptero, 90.
 — *Cordyceps* sp., 90.
 Diques para irrigação, 593.
Dothichloe atramentosa, 91.
 — *limitata*, 91.
 — *nigricans*, 91.
 — sp., 86.
 — *Nectria* sp., 86.
 — *subnodosa*, 91.
Dothidea, 119.
Dothideaceæ, 134.
 — *Bagnisiopsis peribebuyensis*, 153; — *tijucensis*, 154.
 — *Catacauma biguttulatum*, 134; — *caracaense*, 135; — *dalbergiicola*, 136; — *decaisneanum*, 136; — *gracillimum*, 137; — *hammari*, 138; — *myrciæ*, 139; — *nigerrimum*, 139; — *qualeæ*, 141; — *rhopalinum*, 142; — *rhopographioides*, 143; — *serjanicæ*, 143; — *serra-negræ*, 144; — *subcircinans*, 145; — *truncatisporum*, 145.
 — *Catacaumella miconiæ*, 149.
 — *Coccostroma puttemansii*, 151.
 — *Dermatodothella multiseptata*, 149.
 — *Dothidea berkeleyana*, 152.
 — *Dothidella clavispora*, 153; — *ulei*, 153.
 — *Dothidina palmicola*, 154.
 — *Kiehlia obscura*, 156.
 — *Lasmenia flavo-zonata*, 147.
 — *Phaeochora indayá*, 150.

(*Dothideaceæ*)
 — *Trabutia pampulhæ*, 150.
 — *Uleodothis balanseana*, 155.
Dothideales, 134.
 — *Dothideaceæ*, 134.
 — *Montagnellaceæ*, 158.
 — *Mycosphærellaceæ*, 161.
Dothidella berkeleyana, 152.
 — *clavispora*, 153; diagnose, 153.
 — *mikanicæ*, 119.
 — *thielodoxæ*, 153.
 — *ulei*, 153.
Dothideovalsa tucumanensis, 66.
Dothidina palmicola, 154.
Dyctiostomiopelta, 53; diagnose, 53.
 — *manihoticola*, 54, 58; diagnose, 54.
Ectotrichophyton mentagrophytes, 5.
Eczema úmido, 6, 62.
Eleusine indica, 76.
 — *Phyllachora paspalicola*, 76.
Elsinoe ampelina, 9.
 — *banisteriæ*, 9, 11; diagnose, 11.
 — *batatas*, 11.
 — *boehmeriæ*, 11.
 — *caroli*, 12.
 — *costai*, 12.
 — *fawcetti*, 13.
 — *mimosæ*, 13; diagnose, 13.
 — *randii*, 13.
 — sp., 14, 15.
 — *tecomæ*, 15; diagnose, 16.
 — *verbenæ*, 16.
Embrião, 694.
 — *aposporia*, 695.
 — sacos embrionários extras, 695.
 — sementes sem embrião: *Anethum graveolens*, 695; *Brassica*, *Hordeum*, *Oryza*, *Ricinus*, *Triticum*, *Zea*, 694.
 Encarquilhamento da fôlha, 732.
 — contrôle, 737.
 — etiologia, 737.
 — forma enrolamento, 737.
 — *rugosa*, 732.
Endodothella galactææ, 70; diagnose, 71.
Entomosporiose, 158.
Entonema liquescens, 92 (ver errata).
Entyloma, 53.
 — *australe*, 747.
 — *calendulæ*, forma *bidentis*, 747.
 — forma *dahlizæ*, 748.
Episphærella didymopanaxis, 60; diagnose, 61.
 — *myrciæ*, 61; diagnose, 61.
Eragrostis ciliaris, 75.
 — *Phyllachora eragrostidis*, 75.
Eremocitrus glauca, 413, 418.

Erinella sp., 50.
Ervilha, 23.
 — *Oidium* sp., 23.
Eryngium elegans, 47, 48.
 — — *Pseudopeziza eryngii*, 47.
Erysiphaceæ, 17.
Erysiphales, 17; — *Brasiomyces malvastre*, 17; — *Erysiphe* sp., 18; — *Oidiopsis wissadula*, 24; *Oidium*, 18; — *Phyllactinia caricæfolia*, 25; — — *chorisiæ*, 26; — *Sphærotheca pannosa*, 27; — *Uncinula australis*, 27; — — *ceibæ*, 27; — — *vernoniæ*, 28.
Erysiphe sp., 18.
Erythrina crista-galli, 31.
 — — *Capnodium erythrinicolum*, 30.
Erythrozyllum campestre, 85.
 — — *Nectria erythrozyllifoliæ*, 85.
 — sp., 85.
 — — *Nectria erythrozyllifoliæ*, 85.
 — *suberosum*, 85.
 — — *Nectria erythrozyllifoliæ*, 85.
Estradas rurais, 593.
Estramônio (ver vira-cabeça).
Eucalipto, ferrugem, 475.
Eucalymnatus sp., 93, 95.
 — — *Hypocrella cornuta*, 93; *Hypocrellala* sp., 95.
Eucalyptus, 475, 476.
 — *citriodora*, 475, 479.
 — *globulus*, 476.
 — *pilularis*, 476.
 — sp., 104.
 — — *Hypozyllon* sp., 104.
 — — *Xylaria apiculata*, 108.
Euchlæna mexicana, 746.
Eudarlucæ australis, 159.
Eugenia, 694.
 — *aurata*, 148.
 — — *Lasmenia flavo-zonata*, 148.
 — *bimarginata*, 139.
 — — *Catacauma myrciæ*, 139.
 — sp., 27, 135.
 — — *Catacauma biguttulatum*, 134; *Catacauma myrciæ*, 139.
 — *uniflora*, 27.
 — — *Oidium*, 27.
 — — *Uncinula australis*, 27.
Eupatorium sp., 93.
 — — *Crauatamyces eupatorii*, 158.
 — — *Hypocrella caulium*, 93.
Euphorbia comosa, 21.
 — — *Oidium* sp., 21.
 — *prunifolia*, 21.
 — — var. *repanda*, 21; — *Oidium* sp., 21.
Euphorbiaceæ, 123.
 — *Parodiopsis peræ*, 123.

Eutypa lagunensis, 63.
Eutypella citricola, 67.
 — *manihoticola*, 62; diagnose, 63.
 — sp., 67.
Excremento de Equus caballus, 43.
 — *Ascobolus magnificus*, 43.
Exoascus deformans, 52.
 — *uleanus*, 53.
Fabrea ? melastomacearum, 44.
Faixa das nervuras, 725.
 — controle, 729.
 — etiologia, 726.
 — sintomas, 726.
 — suscetíveis, 725.
Fedegoso, 22, 23.
 — *Oidium* sp., 22.
Feijão (ver feijoeiro).
 — de porco, 22.
 — — *Oidium* sp., 22.
 — soja, 23.
 — — *Oidium* sp., 23.
Feijoeiro, 8.
 — broca, 8.
Felisbertia, 45; diagnose, 45.
 — *melastomacearum*, 44.
Feronia limonia, 422.
Feroniella lucida, 413.
Ferrugem do eucalipto, 475.
Ficus carica, 108.
 — — *Rosellinia* sp., 108.
 — *doliaria*, 137.
 — — *Catacauma decaisneanum*, 137.
 — *laeta*, 137.
 — — *Catacauma decaisneanum*, 137.
Figueira, 108.
 — *Rosellinia* sp., 108.
 — branca, 137.
 — — *Catacauma decaisneanum*, 137.
 — da Índia, 159.
 — — *Montagnella opuntiarum*, 159.
Fimbristis capillaris, 138. *
 — — *Phyllachora fimbristicola*, 138.
Fortunela, 406, 423.
 — *crassifolia*, 418.
 — *Hindsii*, 394, 418.
 — *japonica*, 418.
 — *margarita*, 414, 418, 432.
 — sp., 9.
Fracchiça heterogena, 126.
Fragaria vesca, 162.
 — — *Mycospharella fragariæ*, 162.
 — — *Ramularia*, 162.
Frankliniella sp., 497, 711.
 — *insularis*, 505, 717.
Frieira, 5, 6.
 — tratamento, 6.

Fuligem, 30.
 Fumo, 7.
 — *Aspergillus* sp., 7.
 — *Ceratostomella fimbriata*, 42.
 — coreova, 717.
 — moléstias de virus, 709.
 — mosaico, 729.
 — “Amarelinho”, seleção, 523.
 — ensaio de progênes, 523.
 Fungos do Brasil, 5, 739.
Fusarium, 125.

Galactea speciosa, 71.
 — — *Endothella galactea*, 71.
 — — *Phyllachora galactiae*, 71.
Galinsoga parviflora, 20.
 — — *Oidium* sp., 19, 20.
Geotrichum, 107.
Gleichenia pectinata, 50.
 — — *Dasyphypha ulei*, 49.
 — — *Peziza ulei*, 50.
Glicine max, 23.
 — — *Oidium* sp., 23.
Glæosporium, 158.
Glomerella cingulata, 68.
 — sp., 68.
 Goiabeira, 37.
 — *Meliola psidii*, 36.
Gossypium hirsutum, 107.
 — — *Geotrichum*, 107.
 — — *Rosellinia* sp., 107.
 — — var. *Texas big boll*, 107.
Graminea, 71.
 — *Phyllachora acuminata*, 71.
 — *Kiehlia obscura*, 157.
Grauatamyces, 158 (ver errata).
 Guabiroba, 140.
 — *Catacauma nigerrimum*, 140.
Guadua sp., 85, 89.
 — — *Balansia regularis*, 89.
 — — *Hypocrella fluminensis*, 94; — —
 sp., 95.
 — — *Kretzschmaria guaduæ*, 105.
 — — *Nectria* sp., 85.
 — — *Urupê guaduæ*, 125.
 — sp.?, 124.
 — — *Parodiopsis pilosa*, 124.
 Guapuruvú, 134.
 — *Physalospora* sp., 134.
Guarea sp., 39.
 — — *Meliola* sp., 39.
 — *tuberculata*, 93.
 — — *Eucalymnatus* sp., 93.
 — — *Hypocrella cornuta*, 93; — — sp.,
 95.
 Guaxuma, 18.
 — *Brasilomyces malvastri*, 17, 18.

Haplodothis serjaniae, 160; diagnose, 161.
Haplosporella justiciae, 66.
Hedera helix, 131.
 — — *Collectotrichum* sp., 131.
 — — *Physalospora* sp., 131.
Helminthosporium, 123.
Helotiaceæ, 48.
 — *Chlorosplenium æruginosum*, 48.
 — *Dasyphypha ulei*, 49.
 — *Sclerotinia ricini*, 48.
Helotium sp., 50.
Hemisphaeriaceæ, 53.
 — *Dyctiostomopeltis*; diagnose, 53.
 — — *manihotica*, 54.
 — *Muricopeltis*, 54; diagnose, 55.
 — — *brasiliensis*, 55.
 — *Stomopeltis*, 55.
 — — *aspera*, 55; — — sp., 55; — — *te-*
phrosia, 55.
Henningsinia, 100.
 Hera, 131.
 — *Physalospora* sp., 131.
 Herva de bicho, 741.
Hevea brasiliensis, 153.
 — — *Dothidella ulei*, 153.
 — sp., 153.
 — — *Dothidella ulei*, 153.
Hibiscus esculentus, 23.
 — — *Oidium* sp., 23.
 — *sabdariffa*, 23.
 — — *Oidium* sp., 23.
 Híbrido *Tabacum x Glauca*, 711.
 Hidromagnocalcita em calcários de Rio
 Claro, 591.
Hordeume, 695.
 Horta, adubação, 661.
 — escolha do terreno, 642, 645.
 — irrigada, 660.
 — pavilhão, 659, 660.
 Hortaliças, cultivo, 642.
 Hortênsia, 23.
 — *Oidium* sp., 23.
Hydrangea sp., 23.
 — — *Oidium* sp., 23.
Hypocrea sp., 92.
Hypocreaceæ, 83.
 — *Apiospheria guaranítica*, 88.
 — *Balansia regularis*, 89.
 — *Byssonectria dichotoma*, 83.
 — *Cordyceps muscicola*, 89; — — *polyan-*
thra, 90; — — sp., 90; — — *vol-*
kiana, 91.
 — *Creonectria ochroleuca*, 84.
 — *Dothichloe atramentosa*, 91; — — *li-*
mitata, 91; — — *nigricans*, 91; — —
subnodosa, 91.
 — *Hypocrea* sp., 92.

(Hypocreaceæ)

- *Hypocrella albida*, *aleyrodia*, *andropogonis*, 92; *blumenaviensis*, *caulium*, *cavernosa*, *cornuta*, 93; *fluminensis*, *hypoxydon*, *libera*, *ochracea*, *phyllogena*, *semiamplexa*, 94; sp., 94, 95; *verruculosa*, 96.
- *Mejalonectria irregularia*, 84.
- *Myriogenospora paspali*, 96.
- *Nectria erythroxyliifolia*, 85; sp., 85, 86, 87.
- *Podonectria coccicola*, 87.
- *Stilbocrea jenkiana*, 97.
- Hypocrella albida*, 92.
- *andropogonis*, 92.
- *blumenaviensis*, 93.
- *caulium*, 93.
- *cavernosa*, 93.
- *cornuta* (sine diagnose), 93.
- *fluminensis*, 94.
- *hypoxydon*, 94.
- *libera*, 94.
- *ochracea*, 94.
- *phyllogena*, 94.
- *semiamplexa*, 94.
- sp., 94, 95.
- *verruculosa*, 96.
- Hypoxylinia fusco-areolata*, 101.
- Hypoxydon annulatum*, 102.
- sp., 102, 103, 104.
- *turbinatum*, 100.
- Hypoxyz decumbens* var. *major*, 30, 750.
- — *Capnodium brasiliense*, 30.
- Içá, 7.
- Ilex* sp., 57.
- — *Dimerosporium* sp., 58.
- Imperata brasiliensis*, 72, 73.
- *Phyllachora antioquensis*, 72.
- Indaiá, 150.
- *Diplochorella indaiá*, 158.
- *Phæochora indaiá*, 150.
- Indigofera anil*, 120, 121.
- — *Parodiella spegazzinii* var. *Kili-mandscharica*, 119.
- Inga* sp., 40.
- — *Perisporina manaosensis*, 40.
- — *Xylaria ianthino-velutina*, 40.
- Inoperculados não-liquenizados, 51.
- Ipê, 16.
- *Cercospora leprosa*, 164.
- *Mycosphaerella tocomæ*, 164.
- *Oidium* sp., 19.
- "Shot hole effect", 15.
- Insecto, 90.
- *Cordyceps* sp., 90.

(Insecto)

- *Hypocrella albida*, *andropogonis*, 92; *blumenaviensis*, *caulium*, *cavernosa*, 93; *ochracea*, *phyllogena*, *semiamplexa*, 94; sp., 95; *verruculosa*, 96.
- Ipomæa batatas*, 11.
- — *Elsinæ batatas*, 11.
- — *Sphaceloma batatas*, 11.
- *biloba*, 36.
- — *Meliola clavulata*, 35.
- Irrigação, 642.
- Jacarandá do cerrado, 138.
- — *Catacauma hammari*, 138.
- Jacaré, 51.
- *Trybliidiella rufula*, 51.
- Jatropha curcas*, 68.
- — *Glomerella cingulata*, 68.
- Jequitibá, 110.
- *Xylaria ianthino-velutina*, 110.
- Jorge Kiehl, 158.
- Juá de capote, 747.
- Justicia* sp., 66.
- — *Dothideovalsa tucumanensis*, 66.
- — *Haplosporella justicei*, 66.
- Kapok, 28.
- var. *Bondowoso*, Kelet, Randoy König, Rensen rangoy, 28.
- *Oidium*, 28.
- *Uncinula cibæ*, 28.
- Kiehlia*, diagnose, 156.
- *obscura*, 156; diagnose, 157.
- Kretzschmaria clavus*, 104.
- Kretzschmaria*, diagnose, 105.
- *guadua*, 105.
- Kumquat, 9.
- Latinaevia blechni*, 47.
- Legenaria* sp., 59.
- — ? *Polyrhizon* sp., 59.
- Lâminas de aço; autopatrulhas; dragas em "V"; niveladores de estrada, 596.
- Lantana camara*, 39.
- — *Meliola* sp., 39.
- Laranja azêda, 17, 406, 545.
- — *Coccideos*, 88; *Eutypella citricola*, 67; *Lepidosaphis beckii*, 17; *Myriangium floridanum*, 17; *Podonectria coccicola*, 88; *Rosellinia* sp., 108.
- Bahia, 545.
- baianinha, 545.
- caipira, 545.
- doce, 17.
- — *Coccideos*, 17; *Myriangium floridanum*, 17.
- eureka, 545.
- pêra, 9, 545.

(Laranja pêra)
 — — *Capnodium citri*, 30; *Elsinæ australis*, 9.
 — — “Satsuma”, 396, 407.
 — — “Washington Navel”, 396, 405.
 Larvas de coleóptero, 91.
 — — *Cordyceps volkiana*, 91.
 — — de inseto, 90.
 — — *Cordyceps polyarthra*, 90.
Lasiacis ligulata, 91.
 — — *Dothichla subnodosa*, 91.
 — sp., 87.
 — — *Dothichla* sp., 86.
 — — *Nectria* sp., 87.
Lasmenia, 140, 148.
 — — *flavo-zonata*, 147; diagnose, 148.
Lauracea, 55.
 — — *Coccostroma puttemansii*, 151.
 — — *Stomiopeltis aspersa*, 55.
Laurus sp., 55.
 — — *Stomiopeltis aspersa*, 55.
 “Leaf-curl”, 732.
Lecanotales, 51.
Leguminosa, 35.
 — — *Meliola bicornis*, 35.
 — — *Pseudothris subcoccodes*, 82.
 Lei de Dalton, ultteriores considerações, 509.
Lembosia, 157.
 — — *baccharidicola*, 58.
Lepidosaphis, 16, 17.
Leptosphaeria sacchari, 126, 127.
 — sp., 128.
Lethum australiense, 711.
 — — var. *Typicum*, 489.
Lilium, 695.
Limão, 405.
 — — francês, 13.
 — — *Elsinæ fawcetti*, 13.
 — — *Myriangium floridanum*, 16.
 — — *Lepidosaphis*, 16, 17.
 — — galego, 17.
 — — rugoso, 396.
Limoeiro, 13.
 — — *Elsinæ fawcetti*, 13.
 — — *Myriangium floridanum*, 16.
Lithraea sp., 36.
 — — *Meliola lanigera*, 36.
Lycopersicon esculentum, 489, 492, 710, 725.
 — — *hirsutum*, *peruvianum*, *pimpinellifolium*, 490.
 — — *pimpinellifolium* x *Marglobe*, 502.
Mabea fistulifera, 123.
 — — *Parodiopsis peræ*, 123.
Machærium angustifolium, 82.
 — — *Pseudothris subcoccodes*, 82.

Machærium lanatum, 82.
 — — *Pseudothris subcoccodes*, 82.
 — — *nigrum*, 138, 139.
 — — *Catacauma hammari*, 138.
 — sp., 82.
 — — *Catacauma hammari*, 138.
 — — *Pseudothris subcoccodes*, 82.
 — — *stipitatum*, 82.
 — — *Pseudothris subcoccodes*, 82.
Macieira, 51.
 — — *Mycosphaerella sentina*, 162.
 — — *Nectria* sp., 86.
 — — *Tryblidiella rufula*, 51.
Mairella bertiioides, 118.
 — — *melioloides*, 119.
Malpighiaceæ, 136.
 — — *Catacauma caracense*, 135.
Malvaceæ, 479.
Malvastrum coromandelianum, 18.
 — — *Brasiliomyces malvastri*, 17, 18.
Mamoeiro, 19.
 — — *Erysiphe* (ver errata).
 — — *Glomerella cingulata*, 68.
 — — sp., 68.
 — — *Oidium caricæ*, 19.
 — — *Phyllactinia*, 19, 25, 26.
Mamoneira, 42.
 — — *Botrytis*, 49.
 — — *Ceratostomella fimbriata*, 42.
 — — *Glomerella* sp., 68.
 — — *Sclerotinia ricini*, 49.
Mandioeca, 20, 21.
 — — *Dyctiosomiopelta manihoticola*, 54, 58.
 — — *Eutypa lagunensis*, 63.
 — — *Eutypella manihoticola*, 62, 63.
 — — *Mycrothyrium?* *manihoticolum*, 58.
 — — ? *Oidium manihotis*, 20, 21.
 — — *Pleophragmia manihoticola*, 129.
 — — *Rosellinia* sp., 108.
 — — selvagem, 20.
 — — *Diaporthe manihoticola*, 67.
 — — ? *Oidium manihotis*, 20.
Mangifera, 694.
 — — *indica*, 18, 19.
 — — *Oidium anacardii*, 19.
Maniçoba, 21.
Manihot sp., 20, 21.
 — — ? *Oidium manihotis*, 20, 21.
 — — *Rosellinia* sp., 108.
 — — *utilissima*, 20, 21.
 — — *Cercospora henningsii*, 21; *Dyctiosomiopelta manihoticola*, 54; *Eutypa lagunensis*, 63; *Eutypella manihoticola*, 62; ? *Oidium manihotis*, 20, 21; *Pleophragmia manihoticola*, 129; *Rosellinia* sp., 108.

- Manihot utilisima* var. *enricadeira*, 54.
 — — *Dyctiostomopelta manihoticola*, 54.
 — *utilissima* var. *mansa*, 21.
 — — ? *Oidium manihotis*, 21.
 — *utilissima* var. *pacaré*, 54.
 — — *Dyctiostomopelta manihoticola*, 54.
 — *utilissima* var. *vassourinha*, 58.
 — — *Microthyrium?* *manihoticolum*, 58.
 Máquinas de terraplenagem: empurrador;
 pás de cavalo, de rodas e rotativa, 596.
 Maria mole, 93.
 — inseto, 93.
 — *Hypocrella caulium*, 93.
 Maria-pretinha (ver vira-cabeça).
 Marmeleiro, 52.
 — *Tryblidiella rufula*, 52.
 Marmor cucumeris var. *Upsilon*, 726.
 — — var. *vulgare*, 729.
 — *tabaci* var. *vulgare*, 729.
 Mata-mato, 23.
 — *Oidium* sp., 23.
Mazzantia chusqueæ, 68; diagnose, 69.
 — *galli*, 69.
Medicago sativa, 130.
 — — *Pseudoplea briosiana*, 130.
Megalonectria irregularia, 84.
Melaleuca leucodendron, 480.
Melampsora eucalypti, 476.
Melanconidiaceæ, 69, 82.
Calospora solani, 82, 83.
Melanotanium brachiaræ, 748; diagnose, 749.
Melastomaceæ, 46.
 — *Dermatea parasitica*, 46.
Melia azedarach, 23.
 — — *Oidium* sp., 23.
Meliola amphitricha, 35.
 — *beloperonis*, 34, 35; diagnose, 35.
 — *bicornis*, 35.
 — *clavulata*, 35.
 — *lanigera*, 36.
 — *malacotricha*, 36.
 — *psidii*, 36.
 — *sapindacearum*, 37.
 — — *Nectria* sp., 37.
 — sp., 37, 39.
 — — *Nectria* sp., 86; *Stigme placostroma*, 41.
Merostachys, 96.
 — *Myriogenospora paspali*, 96.
Miconia rubiginosa, 149.
 — — *Bagnisiopsis peribebuyensis*, 153;
Catacaumella miconiæ, 149.
 — sp., 149.
 — — *Catacaumella miconiæ*, 149.
Microcitrus, 415.
 — *australis*, 418.
 — *australasica*, 415, 418, 432.
 (*Microcitrus australasica*)
 — — var. *sanguinea*, 415, 418, 432.
 — *virgata*, 415, 418.
 Microfotografias com câmara "Contax",
 763.
Micromelinæ, 418.
Micromelum tephrocarpum (?), 418.
Microsporium paraferugineum, 6.
Microstachys (ver errata).
Microthyriaceæ, 56.
 — *Aulographella brasiliensis*, 56.
 — *Calothyriella ananassæ*, 56.
 — *Dimerosporium beloperonis*, 57; sp.,
 57.
 — *Lembosia baccharidicola*, 58.
 — *Microthyrium?* *manihoticolum*, 58.
Microthyriales, 53.
 — *Hemisphæriaceæ*, 53.
 — *Microthyriaceæ*, 56.
 — *Polystomellaceæ*, 59.
Microthyrium? *manihoticolum*, 58; diag-
 nose, 59.
Mikania hirsutissima, 118, 119.
 — — *Mairella bertioides*, 118.
 — *microlepis*, 118.
 — — *Mairella bertioides*, 118.
 — *sericea*, 118.
 — — *Mairella bertioides*, 118.
 — sp., 118, 119.
 — — *Dermatodothella multiseptata*, 149;
Mairella bertioides, 118; *Mairella*
melioides, 119.
 Milho, 8.
 — carvão, 746.
Mimosa pudica, 86.
 — — *Meliola* sp., 86.
 — — *Nectria* sp., 86.
 — sp., 13.
 — — *Elsinæ mimosæ*, 13.
Monilia? sp., 8.
Montagnella opuntiarum, 159.
Montagnellaceæ, 158.
 — *Crautamyces eupatorii*; *Diplochorella*
indayá, 158; *Eudarlucæ australis*,
 159; *Gravatyamycus* (ver errata);
Haplodothis serjanæ, 160; *Monta-*
gnella opuntiarum, 159; *Stalagmites*
tumefasciens, 158.
 Morango, 162.
 — *Mycosphærella fragariæ*, 162.
 — *Ramularia*, 162.
 Morus sp., 16.
 — — *Coccideos*, 16; *Diatrype* sp., 64;
Diatrypella amoræ, 65; *Myriangium*
floridanum, 16.
 Mosaico comum do fumo, 729.
 — contrôle, 730.
 — sintomas, 730.

Mosaico do pepino, 729, 731.
 — — contrôle, 732.
 — — sintomas, 731.
 Moléstias de virus, 709.
 Mostarda, 20.
 — *Oidium* sp., 20.
 Murcha maculada, 492.
Muricopeltis brasiliensis, 54; diagnose, 55.
Murræa exotica, 413.
Murraya paniculata, 418.
Musa cavendish var. *nanicão*, 108.
 — — *Rosellinia* sp., 108.
 — *sapientum*, 33.
 — *Chaetothyrium musarum*, 33.
 — sp., 32, 33.
 — — *Capnodium musæ*, 32; *Chaetothyrium musarum*, 33; *Nectria* sp., 86.
 — sp.?, 89.
 — — *Cordyceps muscicola*, 89.
Mycosphærella coffeæ, 161.
 — *fragariæ*, 161.
 — *maculiformis*, 162.
 — *rosigena*, 162.
 — *sentina*, 162.
 — sp., 163.
 — *tecomæ*, 164; diagnose, 164.
Mycosphærellaceæ, 161.
 — *Mycosphærella coffeæ*, 161.
 — — *fragariæ*, 161.
 — — *maculiformis*, 162.
 — — *rosigena*, 162.
 — — *sentina*, 162.
 — — sp., 163, 164.
 — — *tecomæ*, 164.
 — *Phæosphæria* sp., 164.
Mycosyrinx cissi, 740.
Myrcia rostrata, 75.
 — — *Phyllachora myrcia-rostrata*, 75.
 — *vestita*, 139.
 — — *Catacauma myrciæ*, 139.
Myrciaria, 694.
Myriangiales, 9.
 — *Elsinæ ampelina*, *australis*, *banisteriæ*, 9; — *batatas*, *boehmeriæ*, 11; — *caroli*, *costai*, 12; — *faucetti*, *mimosæ*, *randii*, 13; — sp., 14, 15; — *tecomæ*, 15; — *verbenæ*, 16.
 — *Myriangium argentinum*, 16; — *floridanum*, 16.
Myriangium argentinum, 16.
 — *floridanum*, 16.
 — sôbre *Lepidosaphis*, 16, 17.
 — — sôbre *coccideos*, 16, 17.
Myriogenospora? *aiaculisporea*, 97.
Myriogenospora paspali, 96, 97.
 — — Raças biológicas, 97.

Myrtaceæ, 27, 478.
 — ? *Antenella* sp., 29.
 — *Capnodium hirtum?*, 32.
 — *Catacauma biguttulatum*, 135; — *myrciæ*, 139; — *nigerrimum*, 141; — *subcereinans*, 145; — *truncatisporum*, 147.
 — *Episphærella myrciæ*, 61.
 — ? *Polyrhizon* sp., 59.
 — *Toledidiella fusispora*, 70.
 — *Trabutia pampulhæ*, 150.
 — *Uncinula australis*, 27.
Myzosporium, 158.

 Necrose branca ou "couve", 718, 723.
 — contrôle, 725.
 — etiologia, 724.
 — fase "couve", 723.
 — restabelecimento aparente, 723.
 — sintomas, 723.
 — susceptíveis, 718.

Nectandra nitidula, 151.
 — — *Coccostroma puttemansii*, 151.
 — — *Phædomus lauracearum*, 151.
 — sp., 93.
 — — *Aleirodideo*, 92.
 — — *Coccostroma puttemansii*, 151.
 — — *Hypocrella andropogonis*, 93.
 — — *Phædomus lauracearum*, 151.

Nectria erythroxyliifolia, 85.
 — sp., 85, 86, 87.

 Nefrite, 7.

Nephrospora, 83.

Nicandra physaloides, 718.

Nicotiana, 711.
 — *angustifolia*, 718, 725; — *digluta*, 725; — *glauca*, 711; — *glutinosa*, 711, 718; — *Gossey*, 725; — *langsдорffii*, *longiflora*, 711, 718, 725; — *nudicaulis*, 711, 725; — *paniculata*, *quadri-valvis*, 725; — *repanda*, 711, 718, 725; — *sylvestris*, 711, 718, 725, 732.
 — resistência a vira-cabeça, 711.
 — *rustica*, 711, 718, 725, 732; *sanderæ*, 725.
 — *tabacum*, 7, 490, 709.
 — — *Aspergillus* sp., 7.
 — *tabacum* var. *bright virginia*, 42.
 — — *Ceratostomella fimbriata*, 42.
 — *tabacum* var. *Geudertheimer*, 711.
 — — var. *Samsoun*, 711.

Nummularia, 92, 105.

Nymphæa sp., 87.
 — — *Nectria* sp., 87.

Oidiopsis wissadula, 24, 25; diagnose, 25.
Oidium anacardii, 18, 19.
 — *bizæ*, 19.
 — — *Biza orellana*, 19; diagnose, 19.
 — *caricæ*, 19.
 — — *Carica papaya*, 19.
 ?*Oidium manihotis* P. Henn., 20.
Oidium monilioides, 21.
 — sp., 22.
 — — Abacateiro, 22; aboboreira, 20; aboboreira italiana, 20; amendoinzeiro bravo, 21; *Anacardiaceæ*, 18; *Bidens pilosa*, 19; *Bignoniaceæ*, 19; *Brassicæ*, 19; *Brassica alba*, 20; *Canavalia ensiformis*, 22; *Caricaceæ*, 19; Carrapicho de carneiro, 20; carvalho, 21; *Cassia alata*, 22; *Cassia bicapsularis* var. *indecora*, 22; *Cassia* sp., 23; *Castilleja communis*, 23; *Chrysanthalia*, 19; *Cinamomo*, 23; *Compositæ*, 19; *Crisandalia*, 19; *Cruciferae*, 20; *Cucumis melo* var. *casca de carvalho*, 20; *Cucurbita maxima*, 20; *Cucurbita* sp., 20; *Cucurbitaceæ*, 20; *Desmodium frutescens*, 23; *Ervilha*, 23; *Euphorbia comosa* var. *repanda*, 21; *Euphorbia pruinifolia*, 21; *Euphorbiaceæ*, 20; *Fagaceæ*, 21; Fedegoso, 22, 23; Feijão de porco, 22; feijão de soja, 23; feijoeiro, 23; *Gallinsoga parviflora*, 20; *Glicine max*, 23; *Gramineæ*, 21; *Hibiscus esculentus*, 23; *Hibiscus sabdariffa*, 23; *horténsia*, 23; *Hydrangea* sp., 23; ipê, 19; *Lauraceæ*, 22; *Leguminosæ*, 22, 23; *Malvaceæ*, 18, 23; mata-mato, 23; melão, 20; *Melia azedarach*, 23; *Meliaceæ*, 23; mostarda, 20; *Persea gratissima*, 22; *Persea* sp., 22; *Phaseolus* sp., 23; — *vulgaris*, 23; picão, 19; pinhão bravo, 24; *Pisum sativum*, 23; planta indeterminada, 24; *Quercus* sp., 21; quiabeiro, 23; *Saxifragaceæ*, 23; *Scrophulariaceæ*, 23; *Sida unifolia*, 23; *Solanaceæ*, 24; *Solanum auriculatum*, 24; *Tecoma*, 19; *Urena* sp., 23; *Verbena bonariensis*, 24; *Verbenaceæ*, 24; vinagreira, 23; *Vitaceæ*, 24; *Xanthium spinosum*, 20; *Zinnia elegans*, 20.
 — *tuckeri*, 24.
Oleandra sp., 94.
 — *Hypocrella hypoxylon*, 94.
 — — Inseto, 94.
Olyra micrantha, 126.
 — — *Urupê gracile*, 125.
 — sp., 96.
 — — *Hypocrella verruculosa*, 96.

(*Olyra* sp.)
 — — Inseto, 96.
Opuntia ficus-indica, 159.
 — — *Montagnella opuntiarum*, 159.
 Orquídea, 68.
 — — *Gleospodium cattleyæ*, 68.
 — — *vanilla*, 68.
 — *Glomerella* sp., 68.
Oryza, 694, 695.
 — *sativa*, 129.
 — — *Leptosphaeria* sp., 129.
Oxalis sp., 29.
 — — *Capnodium brasiliense*, 29.
 Paineira, 26.
 — *Oidium*, 26.
 — *Phyllactinia chorisæ*, 26.
 — *Porodiscus albo-conspersus*, 106.
 Palmæ, 93.
 — *Aleiurodideo*, 93.
 — *Hypocrella cornuta*, 93.
 Palmatória do diabo (ver figueira da índia).
Pandorea ricasoliana Baill., 33.
 — — *Capnodium* sp., 33.
Panicum frondescens, 56.
 — — *Aulographella brasiliensis*, 56.
 — *geminatum*, 745.
 — *pilosum*, 91.
 — — *Dothichla subnodosa*, 91.
 — sp., 97, 744.
 — *Myriogenospora paspali*, 97.
 — *rivulare*, 744.
 Parede, 44.
 — *Pyronema domesticum*, 44.
Parodiella, 119, 120, 122.
 — *paraguayensis*, 119.
 — *perisporioides*, 119.
 — *spiegazzinii* var. *Kilimandscharica*, 119.
Parodiellaceæ, 118.
 — *Mairella bertiioides*, 118; — *melioloides*, 118.
 — *Parodiella paraguayensis*, 119; — *Perisporioides*, 119; — sp., 119; — *spiegazzinii*, 119.
 — *Parodiellina cordia*, 121.
 — *Parodiopsis concentrica*, 122; — *melioloides*, 123; — *peræ*, 123; — *pilosa*, 124; — sp., 124.
Parodiellina, 122; diagnose, 122.
 — *cordia*, 121; diagnose, 122.
Parodiopsis concentrica, 122.
 — *melioloides*, 123.
 — *peræ*, 128.
 — *pilosa*, 124.
 — sp., 124.
Paspalum conspersum, 72.
 — — *Phyllachora acuminata*, 71.

Paspalum schaffneri, 91.
 — — *Dothicklæ nigricans*, 91.
 — sp., 71.
 — — *Myriogenospora paspali*, 97.
 — — *Phyllachora acuminata*, 71.
Patellariaceæ, 51.
Paullinia elegans, 37.
 — — *Meliola sapindacearum*, 37.
Pecan, 14.
 — sarna, 14.
 — verrucose, 14.
Pé de galinha, 76.
 — *Phyllachora paspalicola*, 76.
Penicillium sp., 8.
Pepino (mosaico), 729, 731.
Pereira, 84.
 — *Megalonectria irregularia*, 84.
Perisporiaceæ, 29.
 — *Amazonia casearia*, 33; *Antenella* sp., 29; *Capnodium brasiliense*, 29; — *citri*, 30; — *erythrinicolum*, 30; — *hirtum?*, 32; — *musæ*, 32; — sp., 33; *Chaetothyrum musarum*, 33; *Meliola beloperonis*, 34; — *bicornis*, 35; — *clavulata*, 35; — *lanigera*, 36; — *malacotricha*, 36; — *psidii*, 36; — *sapindacearum*, 36; — sp., 37, 39; *Perisporina roupalæ*, 39; *Setella xyphopaga*, 40; *Stigme placostroma*, 41.
Perisporiales, 120, 121.
Perisporina manaosensis, 40.
 — *roupalæ*, 39; diagnose, 40.
Persea americana, 126.
 — — *Fracchiæ heterogena*, 126.
 — *gratissima*, 22.
 — — *Oidium* sp., 22.
 — sp., 22.
 — — *Oidium* sp., 22.
 — — *Stomiopeltis aspersa*, 55.
Pessegueiro, 53.
 — *Exoascus deformans*, 53.
 — *Taphrina deformans*, 53.
Petastoma formosum, 12.
 — — *Elsinæ caroli*, 12.
Peziza sp., 43.
Pezizaceæ, 42.
 — *Ascobolus magnificus*, 42; *Cookeina sulcipes*, 44; *Peziza* sp., 43; *Pyrenoma domesticum*, 44; *Trichosecypha tricholoma*, 43.
Phacidiaceæ, 157.
Phacidium, 80.
Phæochora acrocomiæ, 150.
 — *indayá*, 150; diagnose, 150.
Phædomus lauracearum, 151.
Phæosphæria sp., 164.

Phaseolus sp., 23.
 — — *Oidium* sp., 23.
 — — *vulgaris*, 8, 23.
 — — *Broca*, 8.
 — — *Oidium* sp., 23.
Phylacia, 99.
Phyllachora acuminata, 71.
 — *ambrosiæ*, 74.
 — *antioquensis*, 72.
 — *caricis* var. *brasiliensis*, 138.
 — *cassiæ*, 73.
 — *centrolobiicola*, 138.
 — *chloridicola*, 74.
 — *coccolobæ*, 73.
 — *crotonis*, 73.
 — *eragrostidis*, 75.
 — *fimbristycola*, 138.
 — *hammari*, 138.
 — *myrcia-rostratæ*, 75; diagnose, 75, 76.
 — *paspalicola*, 76.
 — *pestis-nigra* var. *caracensis*, 136.
 — *phaneræ* var. *longispora*, 76.
Phyllachora pteridicola, 143.
 — *rhopographioides*, 143.
 — *sordida*, 77, 78.
 — sp., 78, 137.
 — *sphærosperma*, 79.
 — *tamoyæ*, 79; diagnose, 79, 80.
 — *tragicæ*, 145.
 — *ulei*, 80.
 — *xylopiæ*, 80.
Phyllachoraceæ, 70.
 — *Endodothella galactæ*, 70; *Phyllachora acuminata*, 71; — *ambrosiæ*, 74; — *antioquensis*, 72; — *cassiæ*, 73; — *coccolobæ*, 73; — *chloridicola*, 74; — *crotonis*, 73; — *eragrostidis*, 75; — *myrcia-rostratæ*, 75; — *paspalicola*, 76; — *phaneræ* var. *longispora*, 76; — *sordida*, 77; — sp., 78; — *sphærosperma*, 79; — *tamoyæ*, 79; — *ulei*, 80; — *xylopiæ*, 80; *Toliediella fusispora*, 70.
Phyllactinia caricæfolia, 25; diagnose, 26.
 — *chorisiæ*, 26; diagnose, 26.
Phyllosticta, 126, 127.
Physalis, 747.
 — *peruviana*, 747.
Phyalospora rhodina, 131.
 — sp., 131, 132, 133.
Picão, 19, 147.
 — *Oidium* sp., 19.
Piedraia hortai, 9.
Pimenta de índio (ver *pimenta dos índios* — ver *Piper* sp.).
 — dos índios, 54.
 — — *Alerodideo*, 92; *Hypocrella andropogonis*, 92; — sp., 95; *Insuto*, 92;

(Pimenta dos índios)
Muricopeltis brasiliensis, 54; *Polystomella piperis*, 59.
 Pinhão branco, 24.
 — *Oidium* sp., 24.
 — paraguaio, 68.
 — *Glomerella cingulata*, 68.
 Pinheirinho bravo, 117, 118.
 — *Corynelia brasiliensis*, 117.
 — *Tripospora macrospora*, 117.
Piper sp., 54.
 — — *Aleirodideo*, 92; *Hypocrella andropogonis*, 92; Inseto, 92; *Muricopeltis brasiliensis*, 54; *Polystomella piperis*, 59.
Piptadenia communis, 51.
 — — *Tribliidiella rufula*, 51.
Pisum sativum, 23.
 — — *Oidium* sp., 23.
 Pitanga, 27.
 — *Oidium*, 27.
 — *Uncinula australis*, 27.
Pithecolobium sp., 82.
 — — *Stigmochora controversia*, 82.
 Piáva do campo, 88.
 — — *Apiosphæria guaranítica*, 88.
 Planta indeterminada, 15.
 — — *Botryosphæria costai*, 131; *Capnodium brasiliense*, 30; *Elsinæ* sp., 14, 15; *Erysiphe* sp. 18; *Hypocrea* sp., 92; *Hypocrella andropogonis*, 92; — *blumenaviensis*, 93; — *libera*, 94; — *phyllogena*, 94; — sp., 94, 95; *Hyphoxylon* sp., 103; *Kretzschmaria clavus*, 105; *Mycosphærella* sp., 163; *Parodiopsis concentrica*, 122; *Phyllachora* sp., 78; — *tamoyæ*, 79; *Rossellinia bunodes*, 107; — sp., 108; *Setella xyphopaga*, 40; *Xylaria euglossa*, 109.
Plantago sp., 164.
 — — *Phæosphæria* sp., 164.
Plectascales, 5.
 — *Ectotrichophyton mentagrophytes*, 5.
 — *Microsporium paraferugineum*, 6.
 — — *Aspergillaceæ*, 7; *Aspergillus niger*, 7; — sp., 7.
 — *Monilia*?, 8.
 — *Piedraia hortai*, 9.
Pleophragmia manihotícola, 129.
Pleospora herbarum, 129.
 — sp., 129.
Poa, 694.
 — *pratensis*, 695.
Podocarpus lamberti, 117, 118.
 — — *Corynelia brasiliensis*, 117.
 — — *Tripospora macrospora*, 117.

Podocarpus sp., 117.
 — — *Corynelia brasiliensis*, 117.
Podonectria coccicola, 87.
Polygonum acre, 741.
 ?*Polyrhizon* sp., 59.
Polysaccopsis hieronymi, 749.
Polystomella piperis, 59; diagnose, 60.
Polystomellaceæ, 59.
 — ? *Polyrhizon* sp., 59; *Polystomella piperis*, 59; *Schneepia arechavaletæ*, 60.
 Pomelo, 406.
Poncirus, 423.
 — *trifoliata*, 405, 432, 452.
Porodiscella, 106; diagnose, 106.
 — *paulistana*, 106.
Porodiscus albo-conspersus, 106.
 Pressão osmótica, 541.
 — método de determinação, 542.
Prunus, 687.
 — *domestica*, 163.
 — — *Mycosphærella sentina*, 163.
 — *persicæ*, 53.
 — — *Ezoascus deformans*, 52.
 — — *Taphrina deformans*, 52.
Pseudopeziza, 44, 45, 47.
 — *eryngii*, 47.
Pseudopezizoidæ, 45.
Pseudoplea briosiana, 130.
Pseudosphæriaceæ, 125.
 — *Botryosphæria costai*, 130; *Fragaria heterogena*, 126; *Leptosphæria saccari*, 126; — sp., 128; *Physalospora rhodina*, 131; — sp., 131, 132, 133; *Pleophragmia manihotícola*, 129; *Pleospora herbarum*, 129; — sp., 129; *Pseudoplea briosiana*, 130; *Sphærella caricæ*, 130; *Stagnospora basellæ*, 130; *Urupê graduæ*, 125.
Pseudosphæriales, 117, 121.
 — *Coryneliaceæ*, 117.
 — *Parodiellaceæ*, 118.
 — *Pseudosphæriaceæ*, 125.
Pseudothlis subcoccodes, 80, 152.
Psidium guajava, 37.
 — — *Meliola psidii*, 37.
 — sp., 135.
 — — *Catacduma biguttulatum*, 124; — *subcircinans*, 145.
Ptoris aquilina, 143.
 — — *Catacauma rhopographioides*, 143.
 — — *Phyllachora pteridiicola*, 143; — *rhopographioides*, 143.
 — sp., 53.
 — — *Ezoascus uleanus*, 53.
 — — *Taphrina pteridis*, 53.
Puccinia, 475, 477.
 — *barbacenensis*, 478.
 — *brittoi*, 478.

Puccinia camargoi, 478.
— *cambucæ*, 478.
— *epilobii-tetragoni*, 480.
— *eugeniæ*, 478.
— *graminis tritici*, 480.
— *grindeliæ*, 479.
— *grumizaniæ*, 478.
— *jambolani*, 478.
— *jambosa*, 478.
Puccinia malvacearum, 479.
— *psidii*, 478.
— *purpurea*, 160.
— — *Eudarlucæ australis*, 160.
— *Rompelli*, 478.
— *subneurophila*, 478.
Purunga, 59.
— ? *Polyrhizon* sp., 59.
Pyronema domesticum, 41.
Pyrus communis, 84.
— — *Megalonectria irregularia*, 84.
— — *Physalospora rhodina*, 131.
— *malus*, 51.
— — *Mycosphærella sentina*, 162.
— — *Trybliidiella rufula*, 51.
— *malus* var. *carpendola*, 86.
— — *Nectria* sp., 86.
— *malus* var. *mother*, 87.
— — *Nectria* sp., 87.

Qualea sp., 142.
— — *Catacauma qualeæ*, 141.
Quebrachia sp., 82.
— — *Pseudothia subcoccodes*, 82.
Queijo, 8.
— ? *Monilia* sp., 8.
— *Nephrospora*, 83.
Quercus sp., 21.
— — *Oidium* sp., 21.
Quiabeiro, 23.
— *Oidium* sp., 23.

Rabo de boi, 741.
— de burro, 96, 741.
— — *Myriogenospora paspali*, 96.
— de vaca, 741.
Ricinus, 694.
— *communis*, 42.
— — *Botrytis*, 49; *Ceratostomella fimbriata*, 42; *Glomerella* sp., 68; *Môfo*, 48; *Pleospora* sp., 129; *Sclerotinia ricini*, 48, 49.
Rosa sp., 27.
— — *Actinonema rosæ*, 46; *Cercospora rosicola*, 162; *Diatrype* sp., 133; *Diplocarpon rosæ*, 46; *Mycosphærella rosigena*, 162; *Oidium*, 27; *Physalospora* sp., 133; *Sphærotheca pannosa*, 27.

Roseira, 27.
— — *Actinonema rosæ*, 46; *Cercospora rosicola*, 162; *Diatrype* sp., 65; *Diplocarpon rosæ*, 46; *Mycosphærella rosigena*, 162; *Oidium*, 27; *Physalospora* sp., 133; *Sphærotheca pannosa*, 27.
Rosellinia bunodes, 107.
— sp., 99, 107, 108.
Roupala sp., 40.
— — *Catacauma rhopalinum*, 142.
— — *Perisporina roupalæ*, 40.
— — *tomentosa* var. *sellowii*, 142, 143.
— *Catacauma rhopalinum*, 142.
Rubiaceæ, 153.
— — *Dothidella clavispora*, 153.
Rubus, 687.
Ruga tabaci, 732.
Rutaceæ, 413.
Rynchospora sp., 739.
— *corymbosa*, 739.

Sabão verde, 7.
Saccharum officinarum, 128.
— — *Leptosphaeria sacchari*, 126.
— sp., 97, 128.
— — *Leptosphaeria sacchuri*, 126.
— — *Myriogenospora paspali*, 97.
— — *Phyllosticta*, 126.
— — *spontaneum*, 127.
— — *Leptosphaeria sacchari*, 126.
Salix sp., 66.
— — *Diatrypella exigua*, 66.
— — *Physalospora* sp., 133.
Samambaia, 50, 143.
— — *Dasyscypha ulei*, 50.
— — *Peziza ulei*, 50.
Sangue de drago, 144.
Sapé, 72, 73.
— — *Phyllachora antioquiensis*, 72.
Sapindaceæ ?, 37.
— — *Meliola sapindacearum*, 37.
Sapindus saponaria, 37.
— — *Meliola sapindacearum*, 37.
Saúva, 7.
Schizolobium excelsum, 134.
— — *Physalospora* sp., 134.
— sp., 126.
— — *Fracchiæ heterogena*, 126.
Schneepia arechavaletæ, 60.
Secale cereale, 694.
— *montanum*, 694.
Senecio brasiliensis, 93.
— — *Hypocrella caulium*, 93.
— — *Inseto*, 93.
Sensitiva, 86.
— — *Meliola* sp., 86.
— — *Nectria* sp., 86.

- Septoidium*, 123.
Seringueira, 153.
 — *Dothidella olei*, 153.
Serjania lamprophylla, 144.
 — — *Catacauma serjaniae*, 144.
 — sp., 37, 144.
 — — *Catacauma serjaniae*, 144; *Haplodithis serjaniae*, 160; *Meliola sapindacearum*, 37; *Stalagmites tumefaciens*, 158.
Setella xyphopaga, 40; diagnose, 41.
Severinia buxifolia, 418, 432.
Sida linifolia, 23.
 — — *Oidium* sp., 23.
Solanaceae, 480, 710.
Solanum, 749.
 — *argenteum*, 749.
 — *auriculatum*, 24.
 — — *Oidium* sp., 24.
 — *nigrum*, 710.
 — *nodiflorum*, 718.
 — sp., 35, 750.
 — — *Calospora solani*, 83.
 — — *Melilla bicornis*, 35.
 — *tuberosum*, 107, 490, 710, 750.
 — — *Mycosphaerella* sp., 163.
 — — *Rosellinia* sp., 107.
 — *tuberosum* var. *ouro*, 107.
 — — *Rosellinia* sp., 107.
Sordariaceae, 62.
 — *Chaetomium indicum?*, 62.
 — *Sporormia articulata*, 62.
Sorghum halepense, 742.
 — sp., 160.
 — — *Eudarlucua australis*, 160.
 — — *Puccinia purpurea*, 160.
 — *vulgare*, 742.
Sorgo, 742.
Sorosporium reilianum, 740, 746.
Sphaceloma banisteriae, 10; diagnose, 10.
 — *batatas*, 11.
Sphacelotheca bicornis, 741.
 — *hydropiperis*, 741.
 — *sorgi*, 742.
 — *Viegasiana*, 742.
Sphaerella caricae, 130.
Sphaeriaceae, 60, 120.
 — *Episphaerella didymopanax*, 60; — *myrciae*, 61.
Sphaeriales, 60.
 — *Allanthosphariaceae*, 62; *Olypeosphariaceae*, 80; *Diaporthaceae*, 62; *Hypocreaceae*, 83; *Melanconidiaceae*, 82; *Phyllachoraceae*, 70; *Sordariaceae*, 62; *Sphaeriaceae*, 60; *Xylariaceae*, 93.
Sphaerotheca pannosa, 27.
Sporobolus indicus, 91.
 — — *Dothichae limitata*, 91.
Sporormia articulata, 62.
 — "Spotted-wilt", 490, 498.
Stagnospora basellae, 130.
Stalagmites tumefaciens, 158.
Stigme costaricana, 41.
 — *placostroma*, diagnose, 41.
Stigmochora controversia, 82.
Stilbella, 84, 97.
Stilbocrea jenkiana, 97.
Stomiopeltella, 53.
Stomiopeltis aspersa, 55.
 — *Stephrosia*, 55; diagnose, 56.
Styrax nervosum, 60.
 — — *Schneepia arechavaletae*, 60.
 — sp., 60.
 — — *Schneepia arechavaletae*, 60.
Tabebuia leucoxyla, 77.
 — — *Phyllachora sordida*, 77.
Tamarix ericoides, 696.
Tangerina, 88.
 — *Lepidosaphis* sp., 87.
 — *Podonectria coccicola*, 87.
Taphrina deformans, 52.
 — *pteridis*, 53; diagnose, 53.
Tapiá, 108.
 — *Rosellinia* sp., 108.
Taquara do mato, 126.
 — *Urupê guaduae*, 126.
Taquarinha, 92.
 — *Dothichae subnodosa*, 92.
Tecoma serratifolia, 89.
 — — *Apiospharia guaranitica*, 89.
 — sp., 16, 88, 89.
 — — *Apiospharia guaranitica*, 88, 89;
Cercospora leprosa, 164; *Elsina tecomae*, 15; *Mycosphaerella tecomae*, 164.
Tephrosia candida, 56.
Terraceamento e trabalhos similares, 593.
 — novo conjunto mecânico, 593.
 — — adaptação, 611; ajustamento e regulações, 617; ângulo de encosto da face da lâmina, 621; aprofundamento do disco, 618; comprimento da corrente da lâmina, 621; comprimento da corrente de tração do suplemento, 618; controle da tração lateral, 618; direção das rodas, 618; emprêgo e ajuste da corrente de suspensão, 621; reversão do conjunto, 622; construção, descrição, 605; número de animais e homens, 622; número de voltas, 625; seu emprêgo, 622; sua vantagem, 601.
 — tipos de equipamento, 595.
 — — classificação, 596.
Terraços, 593.

Terrenos de encosta, sistematização, 641.
 — aplainamento do chão, 656; aplicação da água, 643; atêrro e corte, 655; caminhos longitudinaes, 656; canal, construção e locação, 650; construção da aguieira, 658; consumo de água, 646; cultivo de hortaliças, 642; dados econômicos, 659; declividade, 646, 647; demarcação, 652; enleiramento do solo, 655; fatôres de ordem agrônômica, 641; horta de encosta, 645; inclinação das paredes laterais, 648; infiltração, 644; instalação dos condutos distribuidores; instalações complementares, 658; irrigação por gravidade, 642; lotes unitários, 642; métodos de duplas alas, 642, 652; nível de borracha, 650; nivelamento de exploração, 646; patamares (comprimentos, dimensões, 644), 651; planejamento, 642; secção reta, 647; sistema de canais, escoamento e irrigação, 642; sistema de estradas carroçáveis, 642; talulde, 648; topografias, 645; traçado do canal adutor, 646; vazão, 646.

Thamnomycetes chamissonis?, 108.

Theobroma cacao, 86.

— *Nectria* sp., 86.

Thielodoxa lanceolata, 153.

— *Dothidella thielodoxa*, 153.

Thriphasia trifolia, 418.

Thriphasiinae, 418.

Thrips tabaci, 505, 717.

Tibouchina holosericea, 154.

— *Bagnisiopsis tijucensis*, 154.

— *scaberrima*, 116.

— *Xylaria* sp., 116.

— sp., 44, 45.

— *Fabrea?* *melastomacearum*, 44; *Felisbertia melastomacearum*, 44; *Tilletiaceae*, 747.

Toledidella fusispora, 70.

Tomateiro (ver vira-cabeça).

Trabutia pampulhae, 150; diagnose, 151.

Trevo, 29.

— *Capnodium brasiliense*, 29.

Trichachne, 742.

— *sacchariflora*, 743.

Trichoscypha tricholoma, 43.

Trigo, 22, 745.

— *Oidium monilioides*, 21.

Triphasia, 423.

Tripospora macrospora, 117.

Triposporium, 29, 33, 41.

"Tristeza" dos citruses, 541.

Triticum, 614.

— *aestivum* var. Santa Helena, 745.

Triticum aestivum var. Montes Claros; *Oidium monilioides*, 22.

— sp., 22.

— *Oidium monilioides*, 21, 22.

Trochila, 157, 158.

Tryblidiella rufula, 51, 52.

Tryblidium goyazense, 52.

Typha domingensis, 95.

— *Coccideos*, *Hypocrella* sp., 95.

Uleodothis balanseana, 155.

Uncinula australis, 27.

— *ceibae*, 27; diagnose, 28.

— *veronicae*, 28; diagnose, 29.

Unha de vaca, 77.

— *Phyllachora phanerae* var. *longispora*, 76.

Uredinales, 476.

Uredo, 476.

Urena sp., 23.

— *Oidium* sp., 23.

Urocystis hieronymi, 749.

— *hypoxidis*, 750.

Uromyces appendiculatus, 480.

— *fabae*, 480.

Urtica sp., 108.

— *Rosellinia* sp., 108.

Urtigão, 108.

— *Rosellinia* sp., 108.

Urueuzeiro, 19.

— *Oidium*, 19.

Ustilaginales, 739.

Ustilaginaceae, 739.

Ustilago brasiliense, 743, 745.

— *dactyloctenii*, 744.

— *dactyloctenionophila*, 744.

— *panicis-geminati*; diagnose, 745.

— *tritici*, 745.

— *zeae*, 740, 746.

Valsa longirostrata, 69.

— sp., 69.

Vaselina, 7.

Vassoura de feitiçeira, 85.

Verbena bonariensis, 16.

— *Elsinae verbenae*, 16; *Oidium* sp., 24.

Vernonia polyanthes, 12.

— *Elsinae bahmeriae*, 11; *Uncinula vernoniae*, 28, 29.

Videira, 9.

— *Elsinae*, *Sphaceloma*, 9; *Stromiopeltis* sp., 55.

Vimeiro, 66, 133.

— *Diatrypella exigua*, 66; *Physalospora* sp., 133.

Vinagreira, 23.

— *Oidium* sp., 23.

Vira-cabeça, 489, 709.

— ataques graves, 710; contrôle, 502, 711; epifitologia, 501; etiologia, 497, 711; importância econômica, 493; nome e distribuição geográfica, 492; obtenção do vírus, 498; restabelecimento das plantas, 501; sintomatologia, 493, 710 (em plantas novas, 494); suscetíveis, (batatinha, carurú, estramônio, maria-pretinha, tomateiro), 710.

Vitis sicyoides, 740.

— sp., 9.

— — *Elsinæ*, 9; *Sphaceloma*, 9; *Stomio-*
peltis sp., 55.

— — var. moscatel de Hamburgo, 9.

Wissadula amplissima?, 25.

— — *Oidiopsis wissadulæ*, 25.

— sp., 25.

— — *Oidiopsis wissadulæ*, 25.

Xanthium spinosum, 20.

— — *Oidium* sp., 20.

Xylaria apiculata, 108.

— *dealbata*, 109.

— *euglossa*, 109, 110, 111.

— *gigantea*, 111.

— *gomphus*, 111.

— *ianthino-velutina*, 110.

— *involuta*, 110.

— *leprosa*, 111.

— *moriforme*, 116.

— *multiplex*, 112.

— *obovata*, 101, 113.

— *plebeja*, 113.

— *portoricensis*, 111.

— *scruposa*, 114, 115.

— sp., 115, 116, 117.

(*Xylaria*)

— *tabacina*, 111.

— *wrightii*, 111.

Xylariaceæ, 98.

— *Camillea bilabiata*, 98; — *campinensis*, 98, 99; — *globosa*, *sagræna*, 99; — *turbinata*, 99, 100; *Daldinia concentrica*, 100; *Entonæma liquescens*, 92 (ver errata); *Hypoxilina fusco-areolata*, 101; *Hypoxyton annulatum*, 102; — sp., 102, 103, 104; — *turbinatum*, 100; *Kretzschmaria clavus*, 104, 105; *Kretzschmaria guaduæ*, 105; *Porodiscella paulistana*, 106; *Porodiscus albo-conspersus*, 106; *Rosellinia bunodes*, 107; — sp., 107, 108; *Thamnomyces chamissonis*?, 108; *Xylaria apiculata*, 108; — *dealbata*, *euglossa*, 109; — *ianthino-velutina*, *involuta*, 110; — *leprosa*, 111; — *multiplex*, 112; — *obovata*, *plebeia*, 113; — *scruposa*, 114; — sp., 115, 116, 117.

Xylopia grandiflora, 80.

— — *Phyllachora xylopiæ*, 80.

Zea, 694.

— *mays*, 8, 129, 741, 746.

— — *Leptosphaeria* sp., 129; *Sphaerulina maydis*, 129.

— *mays* var. amarelo, 129.

— — *Leptosphaeria* sp., 129.

— *mays* var. cristal, 129.

Zinnia elegans, 20.

— — *Oidium* sp., 20.

Zornia diphylla, 119.

— — *Parodiella paraguayensis*, 119; — *perisporioides*, 119.

COMPÔS E IMPRIMIU
INDÚSTRIA GRÁFICA SIQUEIRA
SALLES OLIVEIRA & CIA. LTDA.
RUA AUGUSTA, 235 — SÃO PAULO

SECÇÕES TÉCNICAS

- Secção de Agro-Geologia:** — J. E. de Paiva Neto, Marger Gutmans, Mário Seixas Queiroz, José Setzer, Luiz Antônio Maciel, Alcir Cesar do Nascimento, Alfredo Kupper, Renato Almicare Catani.
- Secção de Botânica:** — A. P. Viégas, Coaraci M. Franco, A. Sousa Lima, Paulo V. C. Bittencourt, Alcides Ribeiro Teixeira, Luiza Cardoso.
- Secção de Café:** — J. E. Teixeira Mendes, Antônio J. Sousa, João Aloisi Sobrinho, Romeu Inforzato.
- Secção de Cereais e Leguminosas:** — Gláuco Pinto Viégas, Neme Abdo Neme, H. Silva Miranda, Heitor de Castro Aguiar, Paulo Bruhms Filho, Milton Alcovér.
- Secção de Fumo e de Plantas Inseticidas e Medicinais:** — Abelardo Rodrigues Lima, S. Ribeiro dos Santos, Ademar Jacob, Edmar J. Kiehl.
- Secção de Cana de Açúcar:** — José Vizioli, Sebastião de Campos Sampaio, C. de Castro Neves.
- Secção de Oleaginosas:** — Pedro T. Mendes, Otacílio Ferreira de Sousa, Joaquim Bento Rodrigues.
- Secção de Química Mineral:** — Otávio Sáes, João B. C. Neri Sobrinho, Afonso de Sousa Gomide.
- Secção de Raízes e Tubérculos:** — J. Bierrenbach de Castro, Edgard S. Normanha, A. P. Camargo, Olavo J. Boock, Araken Soares Pereira.
- Secção de Tecnologia Agrícola:** — Augusto Frota de Sousa, Francisco A. Correia, Flávio Beltrame, José Pio Neri, Ari de Arruda Veiga.
- Secção de Fisiologia e Alimentação das Plantas.**
- Secção de Tecnologia de Fibras.**
- Secção de Técnica Experimental e Cálculos.**

ESTAÇÕES EXPERIMENTAIS

- | | | |
|----------------------|---|----------------|
| Boracéia: | } | Paulo Cuba. |
| Central de Campinas: | | Rafael Munhoz. |
| Ubatuba: | | |
- Jundiá: — E. Palma Guião.
- Limeira: — A. J. Rodrigues Filho.
- Pindorama: — Rubens A. Bueno.
- Piracicaba: — Homero C. Arruda.
- Ribeirão Preto: — Roberto Rodrigues, O. Augusto Mamprim, Antônio Gentil Gomes.
- São Roque: — J. Seabra Inglês de Sousa.
- Sorocaba: — Orlando A. Figueiredo.
- Tatuf: — José Moreira Sales.
- Tietê: — Miguel A. Anderson.
- Tupí: — Argemiro Frota.

SUB-ESTAÇÕES EXPERIMENTAIS

- Capão Bonito — José Moreira Sales.
- Mococa — Lineu C. Sousa Dias.
- Jaú
- Pederneiras { Hélio de Moraes.
- Santa Rita — Manoel Saraiva Júnior.
- Ibití — Vicente Gonçalves de Oliveira.
- Pindamonhangaba —
- S. Bento do Sapucaí —

